

**Praxiserprobung eines innovativen Verfahrens in der Wels-
Aquakultur:
Hälterung mit stressfreiem, selbstständigem Überschwimmen der
Fische zur Schlachtung**

von Marcus Zielasko

Inaugural-Dissertation zur Erlangung der Doktorwürde der
Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität
München

**Praxiserprobung eines innovativen Verfahrens in der Wels-
Aquakultur:
Hälterung mit stressfreiem, selbstständigem Überschwimmen der
Fische zur Schlachtung**

von Marcus Zielasko
aus Kempten

München 2020

Aus dem Veterinärwissenschaftlichen Department
der Tierärztlichen Fakultät
der Ludwig-Maximilians-Universität München

Lehrstuhl für Tierschutz, Verhaltenskunde, Tierhygiene und Tierhaltung

Arbeit angefertigt unter der Leitung von: Univ.-Prof. Dr. Dr. Michael H. Erhard

Mitbetreuung durch: Dr. Dorian Patzkéwitsch

Angefertigt an der Bayerischen Landesanstalt für Landwirtschaft, Institut für Fischerei

Mentor: Dr. Helmut Wedekind

**Gedruckt mit Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät
der Ludwig-Maximilians-Universität München**

Dekan: Univ.-Prof. Dr. Reinhard K. Straubinger, Ph.D.
Berichterstatter: Univ.-Prof. Dr. Dr. Michael H. Erhard
Korreferent: Univ.-Prof. Dr. Dušan Palić

Tag der Promotion: 25. Juli 2020

Meiner Familie

INHALTSVERZEICHNIS

I.	Einleitung und Zielsetzung	1
II.	Erweiterte Literaturübersicht.....	4
1.	Der Europäische Wels, <i>Silurus glanis</i> , Linnaeus 1758	4
1.1.	Systematik	4
1.2.	Körperbau.....	4
1.3.	Verbreitungsgebiet.....	5
1.4.	Allgemeines zur Lebensweise.....	5
1.5.	Ernährung	6
1.6.	Aquakultur.....	7
2.	Tiergerechtigkeit und Tierwohl.....	8
2.1.	Tiergerechtigkeit und Tierwohl im Allgemeinen.....	8
2.2.	Tiergerechtigkeit und Tierwohl bei Fischen.....	9
3.	Stress	12
3.1.	Definition von Stress	12
3.2.	Stress bei Fischen	13
3.2.1.	Primäre Stressantwort.....	14
3.2.2.	Sekundäre und tertiäre Stressantwort.....	15
4.	Indikatoren zur Bestimmung von Wohlbefinden und Stress bei Fischen	16
4.1.	Indikatoren der primären Stressreaktion.....	16
4.2.	Indikatoren der sekundären Stressreaktion.....	17
4.3.	Indikatoren der tertiären Stressreaktion	17
4.4.	Verhaltensindikatoren.....	18
4.5.	Produktqualität als Indikator für Wohlbefinden und Stress	18
III.	Publizierte Studienergebnisse	20

IV. Erweiterte Studienergebnisse	31
1. Resultate der Überschwimmversuche aus der Hälterungs- in die Betäubungseinheit bei verschiedenen Rohrkonfigurationen.....	31
2. Cortisol- und Hämatokrit-Ruhewerte Europäischer Welse aus intensiver Aquakultur (Warmwasser-Kreislaufanlagen)	33
3. Schlachtkörperzusammensetzung Europäischer Welse aus intensiver Aquakultur (Warmwasser-Kreislaufanlage)	34
V. Erweiterte Diskussion	36
1. Stressindikatoren.....	36
1.1. Plasmacortisol	36
1.2. Blutglukose und -laktat.....	37
2. Produktqualität	38
2.1. Filet-pH	38
2.2. Filet-Helligkeit und -Farbe	39
3. Schlachtkörperzusammensetzung	40
VI. Zusammenfassung.....	41
VII. Summary	43
VIII. Erweitertes Literaturverzeichnis	45
IX. Anhang	55
1. Abkürzungsverzeichnis.....	55
2. Tabellenverzeichnis	56
2.1. Tabellen aus Kapitel IV	56
2.2. Tabellen aus Kapitel III (bereits publizierte Ergebnisse).....	56
3. Abbildungsverzeichnis aus Kapitel III (bereits publizierte Ergebnisse)	56
X. Danksagung	57

I. Einleitung und Zielsetzung

Fisch wird dank seiner Zusammensetzung aus wertvollen Eiweißen, Fettsäuren, Mineralstoffen und Vitaminen schon seit Langem als hochwertiges und gesundes tierisches Lebensmittel geschätzt. In einigen Ländern dieser Welt, insbesondere in Entwicklungsländern, ist Fisch die wichtigste Proteinquelle (Berveridge et al. 2013). Global hat der jährliche Pro-Kopf-Konsum an Fisch von durchschnittlich 9,0 Kilo 1961 auf 20,2 Kilo im Jahre 2015 zugenommen (FAO 2018). Die weltweite Gesamtproduktion an Fisch hat von 154,0 Millionen Tonnen im Jahr 2011 auf 170,9 Millionen Tonnen im Jahr 2016 zugenommen (FAO 2018). Im gleichen Zeitraum stieg die in Aquakultur produzierte Menge von 61,8 Millionen Tonnen auf 80,0 Millionen Tonnen (FAO 2018). Allein in deutscher Aquakultur wurden 2017 in rund 6.000 Fischereibetrieben etwa 20.600 Tonnen Fische aufgezogen (Brämick 2018). Während die Fangfischerei seit den späten 1980er Jahren annähernd stagniert, erzielte die weltweite Aquakultur in den 1980ern Zuwachsraten von 11,3 % und in den 1990ern von 10 % (FAO 2018). Auch wenn dieser Zuwachs etwas abnahm, lag er zwischen den Jahren 2000 und 2016 immer noch bei 5,8 % (FAO 2018). Die Aquakultur stellt damit den weltweit am schnellsten wachsenden Zweig der Tierproduktion dar. Deutschland hat zwar nur in einigen Bereichen, beispielsweise der Aufzucht von Salmoniden, geringe Zuwächse zu verzeichnen, allerdings besteht hier noch großes Wachstumspotenzial, insbesondere bei Kreislaufanlagen.

Der zunehmende Konsum an Produkten aus Aquakultur lässt aber auch den Gedanken des Tierwohls bei Fischen immer mehr an Bedeutung gewinnen. Sowohl Verbraucher als auch Erzeuger wünschen sich eine artgerechte, möglichst stressfreie Haltung der gezüchteten Fische, wie eine ganze Reihe an Arbeiten belegt (Ellis et al. 2002, Huntingford et al. 2006, North et al. 2006, Bagni et al. 2007, Mustapha 2014). Daneben ist der Tierwohlgedanke auch im deutschen Tierschutzgesetz (TierSchG), in der Tierschutztransportverordnung (TierSchTrV) sowie der Tierschutz-Schlachtverordnung (TierSchlV) verankert. In diesen Gesetzen und Verordnungen sind Fische explizit eingeschlossen. Des Weiteren ist der Tierschutz bereits seit 2002 als Staatsziel im Grundgesetz zu finden. Es gibt zwar bereits zahlreiche, zumeist grundlegende, wissenschaftliche Erkenntnisse zum Thema Tierwohl in

der Fischerei und der Aquakultur, jedoch mangelt es an Technologien – und damit Erfahrungen – bei der Umsetzung dieser Erkenntnisse in die fischereiliche Praxis. Somit ist es gerade im Sinne des Tierschutzes und der Tiergerechtigkeit notwendig, neue, tierwohlgerechtere Methoden der Fischzucht, welche Aufzucht, Mast, Haltung, Hälterung sowie Schlachtung beinhaltet, zu entwickeln und zu etablieren, mit denen sich das Wohlbefinden von gezüchteten und gehaltenen Fischen steigern lässt. Damit kann sowohl die tiergerechte Haltung von Fischen nachhaltig verbessert als auch die Kundenakzeptanz gegenüber aus Aquakultur gewonnenen Produkten erhöht werden.

Fische aus Aquakulturproduktion unterliegen einer Vielzahl an Stressoren, wie Handhabung, Transport und Wiegungen (Mazeaud et al. 1977, Möck & Peters 1990, Ashley 2007). Die Haltung unter künstlichen Bedingungen, welche eher den Ansprüchen der Züchter als denen der Fische genügen, zumeist bei hohen Dichten, löst verschiedene physiologische Reaktionen und Verhaltensänderungen aus, welche ebenfalls zu Stress bei Fischen führen können (Strange et al. 1977, Peters et al. 1988). Weiterhin werden Fische vor ihrem Transport bzw. ihrer Schlachtung und Verarbeitung in der Regel gehältert, d. h. vorübergehend bei permanentem, sauberem, im Vergleich zur Mast zumeist kühlerem Wasserzufluss gehalten. Diese Praxis dient vorrangig der Qualitätsverbesserung durch vollständige Darmentleerung sowie einer Steigerung der sensorischen Eigenschaften, aber auch der Sortierung und Hörtung der gemästeten Fische vor der Schlachtung oder dem Transport. Während dieser kurzzeitigen Hälterung, in der keine Gewichtszunahme mehr erzielt werden soll, werden die Fische daher im Unterschied zur Fischhaltung nicht gefüttert. Zur Betäubung mit anschließender Schlachtung werden die Fische in den meisten konventionellen Fischzuchtbetrieben zuerst eingeeengt und dann mittels Kescher aus der Hälterung entnommen. Dieses Vorgehen führt zu einer starken Beunruhigung und akuten Stressbelastung sowohl der entnommenen als auch der in der Hälterung verbleibenden Fische. Weitere negative Folgen sind teils erhebliche Verhaltensänderungen, wie Tachypnoe, Aggressivität, unnatürliches Schwimmverhalten, Stereotypien sowie verschiedene abnorme Verhaltensweisen. Daraus resultierende negative Effekte, z. B. Verbiss, Hautschäden, Flossenverlust und eine erhöhte Mortalität, betreffen sowohl das Tierwohl als auch die Qualität der Fische. Diese wird zusätzlich durch stressbedingte Verschiebungen von Stoffwechselfparametern wie Cortisol, Glukose und Laktat und damit auch dem pH-Wert beeinflusst. Genannte Auswirkungen sind besonders bei aus Warmwasser-Kreislaufanlagen

stammenden Fischen, speziell Europäischen Welsen, *Silurus glanis*, zu beobachten. Diese Folgen konventioneller Vorgehensweisen, welche einen erheblichen Einfluss auf das Tierwohl und die Produktqualität haben, lassen sich auch bei sachgemäß durchgeführten Handhabungen wie Keschern, Umsetzen und Hältern meist nicht verhindern. Die häufige Beunruhigung der Fische durch Entnahme von Einzeltieren für die Schlachtung gilt als Hauptursache für die erwähnten sogenannten Hälterungsschäden.

Ziel dieser Feldstudie war die Entwicklung einer technische Lösung zur Reduzierung bzw. Vermeidung des Stress verursachenden Fanges von in Warmwasser-Kreislaufanlagen aufgezogenen Europäischen Welsen aus der Hälterung, mit der Möglichkeit zur Separierung und Einzelentnahme von Schlachtfischen. Zur Vermeidung des Fangs mittels Kescher wurde eine innovative Hälterungseinheit konzipiert, welche aus einem Hälterungs- und einem Betäubungsbecken bestand. In dieser innovativen Installation konnten die mithilfe einer Lockströmung geführten Fische selbstständig durch eine Rohrleitung aus dem Hälterungs- in das Betäubungsbecken einschwimmen, von wo aus die tierschutzgerechte Einzelbetäubung erfolgte. Dies sollte in erster Linie zu einer Verbesserung des Tierwohls, aber auch der Fleischqualität von aus intensiver Aquakultur stammenden Fischen führen. Hierfür wurden zuerst diverse Versuchsdesigns hinsichtlich ihres Erfolges auf das selbstständige Einschwimmen der Fische getestet. Im Folgenden wurde diese innovative Einheit mit der konventionellen Methode des Fangs mittels Kescher bezüglich des Stressgeschehens und der Fleischqualität anhand verschiedener etablierter Parameter verglichen.

Als erweiterte Studienergebnisse konnten die Hämatokrit- und Cortisolwerte im Blut von ungestressten Europäischen Welsen aus Kreislaufanlagenhaltung bestimmt werden. Die Blutentnahme hierfür erfolgte während einer Routineuntersuchung der Mastfische. Weiterhin wurde eine Schlachtkörperauswertung der beprobten Fische als Teil der Fleischqualitätsbestimmung durchgeführt.

II. Erweiterte Literaturübersicht

1. Der Europäische Wels, *Silurus glanis*, Linnaeus 1758

1.1. Systematik

Taxonomisch lässt sich der Europäische Wels als Vertreter der Knochenfische (Osteichthyes) in die Ordnung der Welsartigen (Siluriformes), die Familie der Echten Welse (Siluridae), die Gattung *Silurus* und die Art *Silurus glanis* eingruppieren (Sterba 2002). Er ist neben dem in Griechenland endemischen Aristoteleswels (*Silurus aristotelis*) der einzige natürliche europäische Vertreter der Familie der Siluridae (Ferraris 2007).

1.2. Körperbau

Silurus glanis stellt die größte ausschließlich im Süßwasser lebende Fischart Europas dar (Stone 2007, Boulêtreau & Santoul 2016). Dokumentiert sind Größen bis über 270 cm und Gewichte von über 130 kg (Cucherousset et al. 2018). Er besitzt einen länglichen, schuppenlosen Körper, der hinter seinem breiten Kopf, welcher ca. 20 % der gesamten Körperlänge ausmacht, seitlich dekomprimiert wird (Mihálik 1995). Seine vom Lebensraum abhängige Färbung zeichnet sich im Allgemeinen durch einen dunklen Rücken, marmorierte Flanken und einen grauweißen Bauch auf, aber auch Albinismus ist möglich (Dingerkus et al. 1991). An seinem markanten, abgeflachten Kopf befinden sich kleine Augen, weit auseinander liegende Nasenöffnungen und ein großes Maul mit zwei langen, schlanken, beweglichen, knorpeligen Barteln am Oberkiefer, die über 40 % seiner Körperlänge erreichen können, sowie vier kurzen, flexiblen Barteln am Unterkiefer (Copp et al. 2009). Die Ausmaße und Position seiner Flossen weisen auf die vorwiegend bodennahe Lebensweise von *Silurus glanis* hin. Die Ansätze seiner kraftvollen Brustflossen, welche bis an die auf Höhe des Afters liegende Basis der deutlich kleineren Bauchflossen reichen, liegen direkt hinter den

Kiemendeckeln. Die auffallend kleine Rückenflosse befindet sich am Ende des cranialen Körperdrittels. Die Afterflosse erstreckt sich ventral über fast 60 % der Totallänge der Fische zwischen dem After und der verhältnismäßig kleinen, abgerundeten Schwanzflosse (Copp et al. 2009).

1.3. Verbreitungsgebiet

Das natürliche Verbreitungsgebiet des Europäischen Welses erstreckt sich von den Binnengewässern Mittel- und Osteuropas östlich des Rheins bis nach Westasien (Phillips & Rix 1985, Sterba 2002, Copp et al. 2009). Er bewohnt neben Gewässersystemen, die in Nord- und Ostsee sowie das Schwarze und Kaspische Meer münden, auch das Aralsee-Becken. Ursprünglich fehlte er in weiten Teilen Frankreichs, in Italien und Griechenland (Mihálik 1995). Heute kommt er aufgrund von, häufig illegalen, Besatzmaßnahmen auch in einigen Ländern West- und Südeuropas, in China, Tunesien und seit Kurzem sogar in Brasilien vor (Cucherousset et al. 2018). Somit überschreitet sein derzeitiges Vorkommen, insbesondere in Europa, das ursprüngliche Verbreitungsgebiet deutlich. Große Bestände sind mittlerweile in Frankreich (Rhône), Spanien (Ebro) und Italien (Po) bekannt. In diesen Gewässern pflanzen sich die Welse bei sehr guten Wachstumsraten natürlich fort, teils mit Massenvorkommen und schädlichen Auswirkungen auf die dort heimische Fischfauna (Carol et al. 2009).

1.4. Allgemeines zur Lebensweise

Der Wärme liebende *Silurus glanis*, dessen Temperaturoptimum zwischen 25 und 27 °C liegt, besiedelt vorzugsweise große Flüsse, Seen und Küstenregionen mit einer Salinität < 15 ‰ (Copp et al. 2009). Dank seiner zur Atmung beitragenden schleimbedeckten Haut und dem hohen Hämoglobingehalt von 30-35 % in seinem Blut toleriert er die bei diesen Temperaturen oft niedrigen Sauerstoffgehalte bis zu ca. 3,0-3,5 mg/l Wasser (Mihálik 1995). Der vorwiegend dämmerungs- und nachtaktive Europäische Wels, der tagsüber bevorzugt geschützte Ruheplätze in Ufernähe aufsucht, ist ein standorttreuer Fisch mit stark

territorialem Verhalten (Carol et al. 2007). Zum Überwintern sucht er in Flüssen tiefe Löcher, in Seen das untere Drittel der Gewässer oder weichen Schlamm auf (Lelek 1987). Im Frühjahr wandern Welse über kurze Strecken zu ihren bevorzugten Laichplätzen (Copp et al. 2009). Während des Laichgeschäfts gräbt das Männchen eine nestähnliche Laichgrube für das Gelege (ca. 20.000 bis 30.000 Eier/kg Körpergewicht des Weibchens), welches er bis zum Schlüpfen der Brut bewacht und alle 3-5 Minuten mit frischem Wasser befächelt (Mihálik 1995). In dieser Zeit leben die Männchen als Einzelgänger, verteidigen das Revier um ihren Laichplatz aggressiv und fügen insbesondere in Teichen und Hälterbecken anderen Männchen bei Aufeinandertreffen Bisswunden zu (Mihálik 1995).

1.5. Ernährung

Zur Nahrungssuche dienen dem zwar omnivoren, aber vorwiegend räuberisch lebenden Europäischen Wels diverse nicht-visuelle Sinne (Mihálik 1995). Hierzu gehören Tastorgane in seiner Maulhöhle sowie an Lippen, Barteln, Flossen und Haut, die mit Geschmacksrezeptoren ausgestattet sind, ein ausgeprägter Geruchssinn und ein elektrorezeptives System (Bretschneider 1974, Mihálik 1995). Eine Besonderheit der zu den Osteriophysen, einer Gruppe echter Knochenfische, zählenden Welse stellt die Verbindung der Schwimmblase mit den im Schädel gelegenen Hörorganen über den Weberschen Apparat dar, der aus am Kopf befestigten, relativ unbeweglichen Wirbeln besteht (Frisch 1936). Dieser Schallverstärker ist für sein hervorragendes Hörvermögen, auch von Geräuschen außerhalb des Wassers, verantwortlich (Copp et al. 2009). Die genannten Sinne kompensieren sein reduziertes Sehvermögen und ermöglichen es ihm, seine Beute auch nachts aufzuspüren (Pohlmann et al. 2001). Jungfische ernähren sich hauptsächlich von Invertebraten wie Insektenlarven, Muscheln und Schnecken, adulte Tiere vorwiegend von Fischen, Krebsen, Amphibien, aber auch kleinen Säugetieren und Vögeln (Copp et al. 2009).

1.6. Aquakultur

Silurus glanis wird schon seit über 100 Jahren extensiv als Nebenfisch der Karpfenteichwirtschaft in Mittel- und Osteuropa kultiviert (Linhart et al. 2002). Der Europäische Wels ist mit seinem hohen Temperaturoptimum neben der Teichwirtschaft aber auch hervorragend für die Aquakultur in Warmwasser-Kreislaufanlagen geeignet (Hoffmann 2005). Sein weißes Fleisch gilt als schmackhaft, enthält nur 6-8 % Fett und ist praktisch grätenfrei (Fauconneau & Laroche 1996).

Trotz der positiven Eigenschaften seines Fleisches dauerte es 20 Jahre, um eine Akzeptanz des Europäischen Welses als Speisefisch auf dem europäischen Markt zu erlangen, und bedurfte zudem einer starken Einbindung des öffentlichen Forschungs- und Entwicklungssektors (Linhart et al. 2002). Kommerziell genutzt und gezüchtet wird der Europäische Wels insbesondere in Osteuropa, wo er aufgrund seines Fleisches geschätzt wird, in Mitteleuropa nimmt er immer noch eine untergeordnete Rolle im Aquakultursektor ein (Cucherousset et al. 2018).

Inzwischen wurden jedoch alle für die intensive Aquakultur von Europäischen Welsen benötigten Technologien, insbesondere in Warmwasser-Kreislaufanlagen, von der Vermehrung über die Mast bis hin zur Schlachtung, entwickelt und etabliert (Linhart et al. 2002). Die europäische Gesamtproduktion an Europäischen Welsen im Jahr 2002 lag bei etwa 2.000 Tonnen (Linhart et al. 2002). Auch in Deutschland gibt es mittlerweile erfolgreich wirtschaftende Anlagen, wie die niedersächsische Ahrenhorster Edelfisch GmbH & Co. KG, mit einem Produktionsvolumen von über 120 Tonnen jährlich. Eine weitere Zunahme der Aquakultur des Europäischen Welses wird erwartet (Hochleitner 2006).

2. Tiergerechtheit und Tierwohl

2.1. Tiergerechtheit und Tierwohl im Allgemeinen

Eine internationale Übereinkunft zur Beschreibung und Definition des Wohlergehens von Nutztieren in menschlicher Obhut existiert bisher nicht. Die Definition von Wohlergehen sollte das Verhalten, die physiologischen Bedürfnisse, die Gesundheit, die Produktion, die Reproduktion und die Gefühle des Tieres zum Inhalt haben (Mellor & Stafford 2001). Gesundheit und ein in allen Belangen normales, der entsprechenden Tierart entsprechendes Verhalten gelten nach dem Tierschutzgesetz (TierSchG) als Indizien für bestehendes Wohlbefinden (Lorz 1992). Laut diesem ist Wohlbefinden ein Zustand physischer und psychischer Harmonie des Tieres in sich und wird anhand seiner angeborenen Bedürfnisse an die Umwelt definiert (Lorz & Metzger 1999).

Die Schwierigkeit zur bestmöglichen und damit „korrekten“ Definition des Wohlbefindens liegt in der Frage begründet, welche die grundlegendsten und wichtigsten Parameter hierfür sind. Die Festlegung und Bestimmung dieser Parameter werden erheblich von der individuellen menschlichen Wahrnehmung von Wohlergehen beeinflusst. Die „korrekte“ Definition von Wohlergehen stellt sich damit als äußerst komplex dar. Traditionelle Definitionen zum Wohlbefinden von Tieren haben zumeist einen funktionalen, einen verhaltensbasierten oder einen emotionsbasierten bzw. mentalen Ansatz (Duncan 2004, Fraser 2004, Huntingford et al. 2006, Huntingford & Kadri 2014). Im Englischen wird das Wohlergehen von Tieren unter dem Ausdruck *animal welfare* zusammengefasst (Dawkins 2004). Im Deutschen finden die beiden Begriffe Tiergerechtheit und Tierwohl Anwendung.

Der Begriff Tiergerechtheit bezieht sich auf den funktionalen, die Haltungsumwelt von Nutztieren betreffenden Ansatz und hat die Anpassungsfähigkeit des Tieres an seine Haltungsumgebung zum Inhalt (Broom 1986). Nach diesem ist ein Wohlergehen des Tieres dann gegeben, wenn es sich in einem guten Gesundheitszustand befindet, seine Homöostase aufrechterhalten kann und sich seine biologischen und physiologischen Funktionen im Gleichgewicht befinden (Wolffrom & Lopes dos Santos 2004). Er beschreibt, in welchem Umfang die angebotene Umwelt das Wohlergehen der Tiere gewährleisten

kann, arttypische Verhaltensweisen zulässt sowie Möglichkeiten zur Adaptation der Tiere bietet und damit Schmerzen, Leiden oder Schäden vermieden werden können (Borell et al. 2012).

Der Begriff des Tierwohls entspricht größtenteils den verhaltens- und emotionsbasierten Ansätzen. Laut dem verhaltensbasierten Ansatz ist ein Wohlergehen dann gegeben, wenn ein Tier seine normalen und natürlichen Verhaltensweisen ausleben kann (Wolffrom & Lopes dos Santos 2004). Um das Wohlergehen eines Tieres nach dem emotionsbasierten Ansatz zu erfüllen, muss dieses frei von negativen Empfindungen wie Schmerz, Angst oder Hunger sein (Fraser et al. 1997).

Der britische Brambell Report formulierte 1965 seine *Five Freedoms* zur Sicherung des Tierwohls. Diese definieren Tierwohl durch die Freiheit von (1) Fehlernährung, Hunger und Durst, (2) physikalischem und thermischem Unbehagen, (3) Schmerzen, Krankheiten und Verletzungen, (4) Angst und Belastung sowie (5) der Freiheit zur Ausübung aller normalen Verhaltensweisen. Dieser Ansatz gilt international als allgemein anerkannt (Ellis et al. 2012) und wurde vom *Farm Animal Welfare Council*, dem heutigen *Animal Welfare Committee*, in seine Statuten aufgenommen (FAWC 1996).

2.2. Tiergerechtheit und Tierwohl bei Fischen

Das öffentliche Interesse am Wohlergehen von Tieren, welches sich lange Zeit auf Säugetiere und Vögel beschränkte, bezieht sich heutzutage in immer größerem Ausmaß auch auf Fische (Wolffrom & Lopes dos Santos 2004, Martins et al. 2012). Inzwischen sind viele Faktoren bekannt, die einen Einfluss auf die Tiergerechtheit und das Tierwohl von Fischen haben können (Mustapha 2014). Dazu zählen Managementmaßnahmen wie züchterische Eingriffe (Bergqvist & Gunnarsson 2013), die Besatzdichte (Ellis et al. 2002), die Haltungseinheiten (Mustapha 2014), das Lichtregime (Huntingford et al. 2006), das Futter und Fütterungsregime (Ashley 2007), die Handhabung (Poli 2009) und der Transport der Fische (Bergqvist & Gunnarsson 2013). Aber auch die Wasserqualität (Ellis et al. 2002), die Behandlung vor der Schlachtung (Conte 2004), die Schlachtung selbst (Poli 2009), die Häufigkeit von Krankheiten und Parasitenbefall und deren Behandlung (Mustapha 2014),

genetische Faktoren (Poli et al. 2005) und vieles mehr können das Wohlbefinden von Fischen beeinflussen.

Bei der Beurteilung von Tiergerechtigkeit und Tierwohl bei Fischen als phylogenetisch recht alter und zudem größter Wirbeltierklasse treten jedoch einige Probleme auf. So haben Fische deutlich kleinere, weniger komplex organisierte Gehirne im Vergleich zu Säugetieren oder Vögeln (Huntingford & Kadri 2008). Die Wissenschaft kann bis heute keine eindeutige Antwort auf die Frage geben, welche kognitiven und emotionalen Fähigkeiten Fische besitzen, auch nicht, ob sie Leiden oder Schmerzen empfinden können (Huntingford et al. 2006). Hiervon ist jedoch die Wahl des entsprechenden, auf Empfindungen anwendbaren Tierwohlkonzepts abhängig (Huntingford & Kadri 2014).

Im Gegensatz zu den zumeist domestizierten, terrestrisch gehaltenen landwirtschaftlichen Nutztieren liegt bei vielen der in Aquakultur gehaltenen Arten, welche sich gerade erst im Domestizierungsprozess befinden, nur ein begrenztes Wissen über ihre biologischen und ökologischen Anforderungen vor (Conte 2004). Da sich die verschiedenen in Zuchtbetrieben gehaltenen Fischarten unter Aspekten wie der Salinität, der bevorzugten Aufenthaltstiefe oder dem Sauerstoffgehalt zur Anpassung an ihre natürlichen Lebensräume unterschiedlich entwickelt haben, unterscheiden sie sich auch in Bezug auf ihr Verhalten und ihre Bedürfnisse (Bergqvist & Gunnarsson 2013). Damit hat jede Fischart ihre eigenen biologischen und ökologischen Ansprüche (Mustapha 2014).

Die Wasserqualität stellt bei der Betrachtung des Tierwohls bei Fischen den wohl wichtigsten Aspekt dar, da diese aufgrund ihrer aquatischen Lebensweise und ihrer Atmung über Kiemen in direktem Kontakt mit ihrer Umwelt stehen (Huntingford et al. 2006, Poli 2009). Allerdings unterscheiden sich auch in diesem Punkt die Optimalbereiche von Fischart zu Fischart. So hat beispielsweise jede Art spezifische Ansprüche an die Wassertemperatur (Conte 2004). Liegen Wasserqualität oder -temperatur außerhalb der für die jeweilige Spezies tolerierbaren Werte, führt dies zu Belastung, Stress sowie Beeinträchtigung der Gesundheit und damit Einbußen im Wohlbefinden, bis hin zu Tod (Conte 2004).

Als ektotherme Tiere passen sich Fische der Temperatur des sie umgebenden Wassers an (Huntingford et al. 2006), was ihre Stoffwechselfunktionen, Leistungsfähigkeit und Verhaltensweisen beeinflusst. Dies ermöglicht es Fischen, insbesondere bei niedrigen Wassertemperaturen, längere Phasen des Hungerns ohne Einbußen in Hinblick auf ihr

Wohlbefinden zu überstehen, was für Säugetiere oder Vögel tödlich wäre (Huntingford et al. 2006). Einige Fischarten bilden natürlicherweise große Schwärme und ein koordiniertes Schwimmverhalten aus, womit hohe Besatzdichten bei diesen Arten im Gegensatz zu den meisten terrestrischen Nutztieren nicht zwangsläufig als schädlich anzusehen sind (Huntingford & Kadri 2014).

All diese Punkte müssen bei der Beurteilung der Tiergerechtheit und des Tierwohls bei Fischen berücksichtigt werden (Ross 2000). Eigene Erfahrungen zeigten zudem, dass Fische kaum an eine Handhabung zu gewöhnen sind und Verhaltensbeobachtungen, insbesondere von Einzeltieren oder bei trübem Wasser, äußerst schwierig sein können. Abschließend sei erwähnt, dass es aufgrund der Wasser-Luft-Grenze sowie der Schwierigkeit, mit Fischen zu kommunizieren, da wir ihre Körpersprache und Mimik nicht interpretieren können und sie keine für den Menschen verständlichen Laute von sich geben, um ihren mentalen Zustand anzuzeigen, den meisten Menschen schwer fällt, eine Bindung zu Fischen aufzubauen (Bergqvist & Gunnarsson 2013).

3. Stress

3.1. Definition von Stress

Der heute verwendete Stressbegriff beruht im Wesentlichen auf den Arbeiten von Walter Cannon und Hans Selye. Cannon (1929) beschreibt eine Reihe von Körperfunktionsänderungen während emotional stimulierender Situationen, wie erhöhten Herzschlag und Blutdruck, erhöhte Atemfrequenz sowie verminderte Verdauungsaktivitäten, die er einer gesteigerten Aktivität des sympathischen Nervensystems zuschreibt. Eine unspezifische Antwort des Körpers auf eine Vielzahl an Noxen (beispielsweise die Injektion von Formalin) konnte 1936 durch Selye belegt werden (Selye 1936). Daraufhin entwickelte er die Idee des Allgemeinen Adaptationssyndroms (AAS), welches dazu dienen soll, das natürliche Gleichgewicht mit der Umwelt aufrechtzuerhalten (Selye 1946). Darin wird die Stressantwort in drei Phasen unterteilt: 1. eine initiale Alarmphase, bestehend aus der Wahrnehmung eines Reizes und der Freisetzung von Hormonen und Neurotransmittern; 2. eine anschließende Anpassungsphase, während der der Körper versucht, seine Depots wieder aufzufüllen, um sich an die Belastung anzupassen; und 3. eine Erschöpfungsphase, falls der Körper aufgrund länger anhaltender, starker Reize nicht in der Lage ist, den Stressor zu bewältigen (Selye 1946, Hamers & Schreckenbach 2002). Danach ist Stress eine unspezifische Reaktion eines Lebewesens auf sämtliche als Stressoren bezeichnete Reize bzw. Belastungen. Allerdings deuten einige wissenschaftliche Arbeiten darauf hin, dass die Stressantwort abhängig von psychologischen Einflüssen auf das neuroendokrine System auch hochspezifisch ausfallen kann (Mason 1971, Pacák & Palkovits 2001).

Stress wird weiterhin als Zustand eines gestörten Gleichgewichts, also einer gestörten Homöostase durch einen internen oder externen Faktor beschrieben, der sowohl spezifische als auch unspezifische Antworten auslöst, die es dem Organismus ermöglichen, die aufgetretenen Belastungen zu überstehen (Chrousos & Gold 1992). Stress stellt einen Belastungszustand eines Organismus unter dem Einfluss exogener oder endogener Reize dar (Peters 1979). Wiesner & Ribbeck (1991) beschreiben ihn als eine durch Einwirkung bestimmter, über das physiologische Maß hinausgehender Reize oder Noxen (= Stressoren) ausgelöste Reaktion des Organismus. Und Wendelaar Bonga (1997) definiert Stress als einen

Zustand, in dem ein Tier versucht, einen Stressor zu bewältigen, indem es seine biologischen Aktivitäten neu einstellt. Bei der Verwendung des Begriffes Stress muss weiterhin zwischen positivem Eustress und negativem Distress unterschieden werden. Während Eustress als vorteilhaft oder stimulierend angesehen wird, stellt Distress eine bedrohliche Herausforderung dar, die zu einem pathologischen Zustand führen kann (Wendelaar Bonga 1997).

Stress ist somit nicht grundsätzlich schädlich, sondern eine Form von auf der Anpassung auf einen Stressor beruhender Antwort zur Aufrechterhaltung der physiologischen Körperfunktionen (Hamers & Schreckenbach 2002). Durch die Stimulierung weitreichender kataboler Aktivitäten wie Proteolyse und Gluconeogenese stellt die Reaktion auf Stress einen adaptiven Mechanismus dar, der die Energie für notwendige Aktivitäten, welche für ein kurzzeitiges Überleben nötig sind, zur Verfügung stellt (King et al. 2016). Akuter Stress ist definiert durch das Auftreten eines intensiven, kurzzeitigen Stressors, während chronischer Stress durch fortwährende Beunruhigungen durch intensive oder milde Stressoren gekennzeichnet ist. Der Punkt, an dem akuter zu chronischem Stress wird, kann nicht generalisiert werden, sondern ist vom jeweiligen Individuum abhängig. Erst bei chronischen oder unüberwindbaren Belastungen wirkt sich Stress nachteilig auf ein Lebewesen aus (Wendelaar Bonga 1997). Chronischer Stress kann zu einer gedämpften Stressreaktion führen, wodurch keine angemessene Reaktion auf Stressoren mehr stattfindet (Barton 2002). In diesen Fällen kann es zu sogenannten Adaptationskrankheiten kommen, die u. a. durch ein Aufbrauchen der Energiereserven, eine vorzeitige Apoptose und Nekrose (Gewebeschäden), eingeschränktes Wachstum, verminderte Reproduktion und ein geschädigtes Immunsystem gekennzeichnet sind (Barton 2002, Hamers & Schreckenbach 2002, King et al. 2016). Diese können letztendlich auch eine erhöhte Sterblichkeit zur Folge haben (King et al. 2016).

3.2. Stress bei Fischen

Wie bei Säugetieren stellt Stress auch bei Fischen eine physiologische Reaktion auf jede unbekannte oder gefährliche Situation dar, die Auswirkungen auf die Physiologie und das

Verhalten haben kann (Olla & Davis 1989, Finstad et al. 2003). Um eine schnelle Reaktion der neuronalen Aktivität, der Schwimmfähigkeit und des Verhaltens, welches unter Stresseinfluss oft untypisch ist, auslösen zu können, mobilisieren Fische Energie (Ide et al. 2003, Thorstad et al. 2003). Die Ursachen von Stress bei Fischen sind zahlreich und können sich von Spezies zu Spezies unterscheiden (Hamers & Schreckenbach 2002). Mögliche Stress auslösende Faktoren sind u. a. die Wasserqualität (z. B. Umweltbelastung, Stoffwechselprodukte, gelöster Sauerstoff, pH, Temperatur), biologische Faktoren (z. B. Fisch-Fisch-Interaktionen, Krankheitserreger, Futter) und Einwirkungen des Menschen (z. B. Fang, Handhabung, Sortieren, Krankheitsbehandlung, Transport).

Auch bei Fischen erfolgt die Stressantwort nach dem Konzept eines AAS (Mazeaud et al. 1977, Mazeaud & Mazeaud 1981, Wedemeyer et al. 1984, Wendelaar Bonga 1997). Die Reaktionen auf Stress bei Fischen werden in primäre (neuroendokrine Reaktionen), sekundäre (Folgen der neuroendokrinen Reaktionen) und tertiäre (Effekte auf den Gesamtorganismus oder gar die Population) Stressantworten unterteilt (Mazeaud et al. 1977, Wedemeyer & McLeay 1981, Hamers & Schreckenbach 2002).

3.2.1. Primäre Stressantwort

Die primäre Stressantwort läuft bei Fischen, ähnlich den Säugetieren, über die Hypothalamus-Hypophysen-Nebennieren-Achse ab (Wendelaar Bonga 1997). Sobald ein Stressor wahrgenommen wird, werden sensorische Neuronen im Gehirn aktiviert und die Informationen an den Hypothalamus übermittelt. Dort werden diverse Peptidhormone freigesetzt, darunter das Corticotropin-Releasing-Hormon (CRH) sowie das Thyreotropin-Releasing-Hormon (TRH), die die Hauptfaktoren für die Freisetzung von Peptiden der Hypophyse darstellen (Van Enkevort et al. 2000). Eines der wichtigsten von der Hypophyse produzierten Peptidhormone ist das adrenocorticotrope Hormon (ACTH). Dieses leitet die Produktion und Freisetzung des Steroidhormons Cortisol aus dem Interrenalorgan der Nebenniere (entspricht der Nebennierenrinde bei Säugetieren) ein, während Katecholamine wie Adrenalin und Noradrenalin im Adrenalorgan (entspricht dem Nebennierenmark bei Säugetieren) gebildet werden (Wendelaar Bonga 1997).

Die primäre Stressantwort ist somit durch neuroendokrine Reaktionen gekennzeichnet und beinhaltet die umgehende Ausschüttung von Katecholaminen wie Adrenalin und Noradrenalin sowie die etwas verzögerte Freisetzung von Kortikosteroiden, insbesondere Cortisol.

3.2.2. Sekundäre und tertiäre Stressantwort

Sekundäre Stressantworten sind die unmittelbaren Reaktionen des Blutes und von Geweben auf die Hormonausschüttung der primären Antwort und stellen somit Änderungen im Metabolismus sowie der Immunkapazität der Fische dar. Diese hormoninduzierten Veränderungen beinhalten Hyperglykämie, Hyperlaktatämie, Hypochlorämie, Leukopenie und eine verkürzte Blutgerinnungszeit (Wedemeyer et al. 1984). Sie sollen dem Fisch in erster Linie gespeicherte Energiereserven in Form von Glucose und freien Fettsäuren zur Verfügung stellen. Dabei kommt es durch Glykogenolyse und Gluconeogenese zu einem Anstieg des Glukosespiegels im Blut sowie zu einer Erhöhung des Fettstoffwechsels durch Lipolyse. Diese Prozesse werden mittels Hormone, u. a. Cortisol und Katecholaminen, reguliert (Wendelaar Bonga 1997). Daneben wird die Immunkapazität während Stressphasen durch einen engen bilateralen Informationsaustausch des Immunsystems und der Hypothalamus-Hypophysen-Nebennieren-Achse geregelt (Weyts et al. 1999). Kennzeichen der sekundären Antworten sind u. a. eine erhöhte Atemfrequenz aufgrund des gestiegenen Sauerstoffbedarfs, ein erhöhter Herzschlag und ein verändertes Blutbild (Hamers & Schreckenbach 2002).

Tertiäre Stressantworten wirken sich umfassend auf den Organismus der Fische aus und beeinflussen z. B. Wachstum, Leistung, Reproduktion, Immunantworten und Verhalten (Iwama 1998, Barton 2002). Sie beinhalten u. a. Krankheitsausbrüche nach stressvollen Geschehen, ein vermindertes Wachstum sowie eine sinkende Fortpflanzungsfähigkeit (Schreck et al. 2001).

4. Indikatoren zur Bestimmung von Wohlbefinden und Stress bei Fischen

Zur Beurteilung des Wohlergehens von Fischen aus Aquakultur können verschiedenste Indikatoren verwendet werden, unter anderem: verkürzte Lebenserwartung und Selbstbetäubung, Krankheitsresistenz, Milchsäuregehalt, verminderte Immunfunktion, unterdrückte Fortpflanzungsfunktion, Cortisolspiegel, Fischmetaboliten, physikalische, morphologische und Verhaltensänderungen, Lysozymspiegel, Glukosespiegel, Gewicht, Wachstum, Flossen- und Kiemenzustände sowie Veränderungen an Augen und Körperoberflächen, Wasserqualitätsparameter und Atembeschwerden (Mustapha 2014).

Laut Ashley (2007), Volpato (2009) und Huntingford & Kadri (2014) sollten zur Bestimmung des Fischwohls möglichst mehrere verschiedene Indikatoren angewandt werden. Stress gilt als ein Hauptindikator für das Wohlbefinden von Fischen, welcher u. a. anhand Stresshormonlevel, Verletzungs-, Wachstums- und Mortalitätsraten bestimmt werden kann (Tschudi & Stamer 2012). In vielen Studien werden geringe Stresslevel mit einem guten Wohlbefinden gleichgesetzt (Huntingford & Kadri 2014). Damit liegen viele Indikatoren zur Bestimmung des Wohlbefindens von Fischen der primären, sekundären und tertiären Stressreaktion zugrunde (Barton 2002).

4.1. Indikatoren der primären Stressreaktion

Der Indikator der Wahl zur Bestimmung der primären Stressreaktion ist die Konzentration an Cortisol im Blut, da dieses erstens das Haupt-Glukokortikoid bei Fischen darstellt und sein Plasmaspiegel bekanntermaßen als Reaktion auf viele Stressoren steigt (Barton & Iwama 1991), zweitens einfach und sicher mittels RIA oder ELISA messbar ist (Gamperl et al. 1994) und es drittens eine wichtige Rolle bei vielen physiologischen Prozessen spielt (Mommsen et al. 1999).

Weitere Indikatoren der primären Stressreaktion sind u. a. die Katecholamine (Barton 2002). Allerdings werden sie nur selten als Stressindikatoren herangezogen, da sie schwer zu bestimmen sind und schnell wieder aus dem Blut entfernt werden (Wendelaar Bonga 1997).

Des Weiteren stellt die Probenahme des Blutes an sich schon einen möglichen Stressor für die Fische dar, womit die Messergebnisse für diese sehr schnell ausgeschütteten Hormone verfälscht werden können (Pottinger 2008). Zu Verfälschungen bei der Messung von Cortisol kommt es hingegen erst, wenn zwischen dem Fang der Fische und der Blutentnahme mehr als fünf Minuten liegen (Pickering et al. 1982, Pottinger 2008).

Nichtinvasive Messungen von Cortisol sind zwar z. B. auch direkt im Haltungswasser der Fische oder aus deren Kotproben möglich (Ellis et al. 2013), allerdings sind diese Methoden eher für Laborversuche als für praktische Messungen in einem Feldversuch geeignet.

4.2. Indikatoren der sekundären Stressreaktion

Die bei Stress ausgelöste Mobilisierung und der Verbrauch von Energiereserven löst die anaerobe Glykolyse aus und führt somit zu einem Anstieg des Plasmalaktatspiegels (Poli et al. 2005). Daher zählen Glukose, Laktat und Enzyme mit metabolischer Funktion zu den Indikatoren der sekundären Stressreaktion, welche mittels standardisierter Methoden bestimmt werden können (Tschudi & Stamer 2012). Die Zunahme des Herzschlags und der Sauerstoffaufnahme bewirken einen Anstieg an zirkulierenden Erythrozyten im Blut und des Hämatokritwertes. Dank der Einfachheit ihrer Bestimmung werden auch sie als Indikatoren der sekundären Stressreaktion verwendet (Poli et al. 2005).

4.3. Indikatoren der tertiären Stressreaktion

Das Resultat von anhaltendem, wiederholtem und unausweichlichem Stress sind Effekte auf den Gesamtorganismus. Die Folgen sind eine sinkende Wachstumsrate und Krankheitsresistenz sowie Immunsuppression, die Indikatoren der tertiären Stressreaktion darstellen (Barton 2002, Conte 2004). Insbesondere verringerte Wachstumsraten deuten auf ein gestörtes Fischwohl und chronischen Stress hin (Huntingford et al. 2006, Ashley 2007).

4.4. Verhaltensindikatoren

Verhaltensbeobachtungen spielen eine große Rolle bei der Beurteilung des Wohlbefindens von Fischen (Mason & Mench 1997). Zu diesen sogenannten ethologischen Indikatoren, bei denen versucht wird, das Fischwohl anhand des Verhaltens zu bestimmen, gehören z. B. Aggression, Aktivität in Form des Schwimmverhaltens von einzelnen Fischen oder Gruppen, Konfliktvermeidung sowie das Fress- und Futtersuchverhalten (Huntingford et al. 2006, Ashley 2007). Auch Veränderungen in der Ventilations- bzw. Atmungsaktivität sowie stereotypes und anormales Verhalten wurden in Verbindung mit akuten und chronischen Stressfaktoren in der Aquakultur gebracht und können daher als Indikatoren für ein eingeschränktes Wohlergehen angesehen werden (Martins et al. 2012).

4.5. Produktqualität als Indikator für Wohlbefinden und Stress

Bezüglich der Produktqualität von Fischen unterscheidet man zwischen der äußeren und der inneren Qualität. Die äußere Qualität wird unterteilt in das Aussehen und die Körperzusammensetzung. Qualitätsmerkmale des Aussehens sind Stückmasse, Sortierung, Unversehrtheit, Frische und Körperfarbe, die der Körperzusammensetzung Korpulenz, Kopfanteil, Ausschlachtung, Innereienanteil, Schlachtverlust und Filetanteil (Wedekind 2002). Während die meisten dieser Kriterien Einfluss auf die Vermarktung haben bzw. aus ernährungswissenschaftlicher Sicht von Interesse sind (Wedekind 2002), kann die Unversehrtheit der Fische als Indikator für das Wohlbefinden der Fische zu Lebzeiten Anwendung finden. So können Schäden an Haut oder Flossen auf nicht artgerechte Haltung der Fische hinweisen (Poli 2009).

Auch bei der inneren Qualität findet eine weitere Unterteilung in Fleischbeschaffenheit (chemisch und physikalisch) sowie Fleischqualität (technologisch, sensorisch und mikrobiell) statt (Wedekind 2002). Insbesondere der physikalische Faktor pH-Wert lässt Rückschlüsse auf vorhergegangene Stressgeschehen bzw. ein eingeschränktes Tierwohl zu, da Stress vor dem Schlachten die muskulären Energiereserven erschöpft, damit mehr Milchsäure produziert und so der muskuläre pH-Wert gesenkt wird (Poli et al. 2005). Dies führt zu einem

schnelleren Einsetzen der Totenstarre und kann erhebliche negative Auswirkungen auf die technologischen Merkmale, die Fleischqualität und die Haltbarkeit der Fische haben (Wedekind 2002, Poli et al. 2005). Starker Stress vor dem Tod der Fische kann zudem Veränderungen in Form von erhöhtem Gewebswasseraustritt, Farb- und Helligkeitsänderungen der Filets sowie der Gewebsstruktur zur Folge haben (Wedekind 2002).

Die Zusammenhänge zwischen den akuten endokrinen Stressreaktionen und den biochemischen Prozessen nach dem Tod zeigen, dass neben Stressindikatoren wie den Blutgehalten an Cortisol, Laktat und Glukose auch die Fleischgehalte an pH, Laktat, ATP und seiner Abbauprodukte bei der Stressbestimmung von Fische Anwendung finden können (Poli et al. 2005).

III. Publierte Studienergebnisse

M. Zielasko¹, A. M. Greiling¹, K. Lübke¹, H. Otto-Lübker², D. Patzkéwitsch³, M. Erhard³ and H. Wedekind¹

¹Bavarian State Research Center for Agriculture, Institute for Fisheries, Weilheimer Strasse 8, 82319 Starnberg, Germany

²Ahrenhorster Edelfisch GmbH & Co. KG, Bornhagenweg 3, 49635 Badbergen/Vehs, Germany

³Ludwig-Maximilians-University Munich, Faculty of Veterinary Medicine, Department of Veterinary Sciences, Chair of Animal Welfare, Ethology, Animal Hygiene and Animal Husbandry, Veterinärstrasse 13/R, 80539 Munich, Germany

Field study on reducing stress of catfish in a recirculation aquaculture system: an innovative tank design for autonomous movement from holding unit to stunning unit

Bulletin of the European Association of Fish Pathologists, 39(1) 2019, S. 14-23

Angenommen am 02.11.2018

14, Bull. Eur. Ass. Fish Pathol., 39(1) 2019

Field study on reducing stress of catfish in a recirculation aquaculture system: an innovative tank design for autonomous movement from holding unit to stunning unit

M. Zielasko^{1*}, A. M. Greiling¹, K. Lübke¹, H. Otto-Lübker²,
D. Patzkéwitsch³, M. Erhard³ and H. Wedekind¹

¹Bavarian State Research Center for Agriculture, Institute for Fisheries, Weilheimer Strasse 8, 82319 Starnberg, Germany; ²Ahrenhorster Edelfisch GmbH & Co. KG, Bornhagenweg 3, 49635 Badbergen/Vehs, Germany; ³Ludwig-Maximilians-University Munich, Faculty of Veterinary Medicine, Department of Veterinary Sciences, Chair of Animal Welfare, Ethology, Animal Hygiene and Animal Husbandry, Veterinärstrasse 13/R, 80539 Munich, Germany

Abstract

The aim of the present field study was to compare the stress response and fillet quality parameters of European catfish (*Silurus glanis*, Linnaeus 1758) between conventional handling (i.e. netting) and autonomous movement of fish from their holding tank to a stunning unit in a commercial warm-water recirculation aquaculture system. Furthermore, various factors and designs of a newly developed fish tank, consisting of a holding and a potential stunning unit, were investigated regarding the success of autonomous movement of the fish. It was found that the fish which autonomously swam to the stunning unit had significantly lower haematocrit and blood-lactate concentrations but significantly higher blood-glucose concentrations than the fish that were netted. The pH 24 h *post mortem* was significantly higher in the fillets of fish that swam to the stunning unit when compared with fillets of fish that were netted. Therefore, the results indicated a positive effect on stress response and product quality parameters of fish that autonomously swam to the stunning unit compared with conventional handling. However, no significant differences between the two treatments were found with regards to plasma cortisol concentrations, fillet lightness, and colour. Furthermore, we observed, that the design of the novel holding tank influences the success of autonomous movement of the fish.

Introduction

Fish, especially catfish, in warm-water recirculation aquaculture systems are usually caught by first reducing the available space in the holding tanks and then removing the fish with nets. Not only at slaughter but every time the fish are moved, e.g. from rearing to grow out tanks.

This action causes a lot of distress to the fish that are caught as well as to the fish remaining in the tanks (Barton and Iwama, 1991; Wendelaar Bonga, 1997). Stress negatively affects the immune system and leads to behavioural changes, e.g. an increased respiratory burst activity, increased aggressiveness, abnormal

* Corresponding author's email: marcus.zielasko@fl.bayern.de

swimming patterns, and stereotypy (Ashley, 2007; Huntingford and Kadri, 2014). Potential consequences have been found to be weakened fish, a higher risk of infection, and by that a high prevalence of disease, numerous injuries, and excess mortality (Huntingford and Kadri, 2014). Fish also frequently sustain injuries in holding tanks and during handling (Mustapha, 2014). Anecdotal evidence from commercial aquaculture shows that this is particularly common in European catfish (*Silurus glanis*, Linnaeus 1758). Furthermore, pre-slaughter and slaughter management has been shown to affect product quality traits (Wedekind and Schreckenbach, 2003; Poli et al., 2005; Poli, 2009). All this can lead to concerns regarding animal welfare and negatively affect product quality.

The primary objective of the present field study was to compare the stress response and fillet quality parameters of European catfish between handling in a conventional tank (CON), i.e. netting, and a novel tank set-up (NOV). In the conventional procedure, fish are removed from the water during transfer to slaughter. In the innovative device investigated, it was made possible for fish to autonomously move from their holding tank to a potential stunning unit (in the following referred to as stunning unit) in a commercial warm-water recirculation aquaculture system (RAS), consisting of 4 rearing modules (each with 6 tanks of 1 m³), 5 pre-fattening modules (each with 4 tanks of 10 m³), and 2 fattening modules (each with 6 tanks of 20 m³). That means a total production volume of 464 m³. This principle could be used for any movement of fish. Until now, for each transfer of fish from one module to another or to the slaughterhouse the fish are caught with nets and moved by means of transport containers.

The positive rheotaxis of European catfish, well known from literature (Adam and Lehmann, 2011) and practical experience, was used to reinforce the motion of fish. Different parameters known to be indicative of stress as well as parameters regarding product quality were compared. Plasma cortisol, blood-glucose, -lactate, haematocrit and fillet-pH were measured, as they are acknowledged parameters for the determination of stress or fillet quality in fish (Harting, 1977; Wendelaar Bonga, 1997; Wells and Pankhurst, 1999; Wedekind, 2002; Pottinger, 2008; Martins et al., 2011; Ray and Sinha, 2014). Fillet lightness and colour were analysed as they are important factors for the overall product quality of fish products (Wedekind, 2002). Furthermore, behavioural indicators were observed (Ashley, 2007; Huntingford and Kadri, 2014). In addition, various construction designs were tested with regard to the success of autonomous movement of the fish. We hypothesised that an improvement of animal welfare and product quality can be achieved by reducing pre slaughter handling, e.g. without catching and transport outside the water.

Material and methods

Set-up of the novel holding tank

This field study was carried out in the RAS of Ahrenthorster Edelfisch GmbH & Co. KG, Bad Bergen/Vehs, Germany, with the house strain of European catfish. The fish had an age of 10 months, individual weights of 2.18 ± 0.44 kg, and total lengths of 65.6 ± 4.86 cm (mean \pm SD). A NOV (made of fibre-glass reinforced plastic) consisting of a holding and a stunning unit was built for the trials (Figure 1). In this tank the fish could swim autonomously from the holding to the stunning unit.

16, Bull. Eur. Ass. Fish Pathol., 39(1) 2019

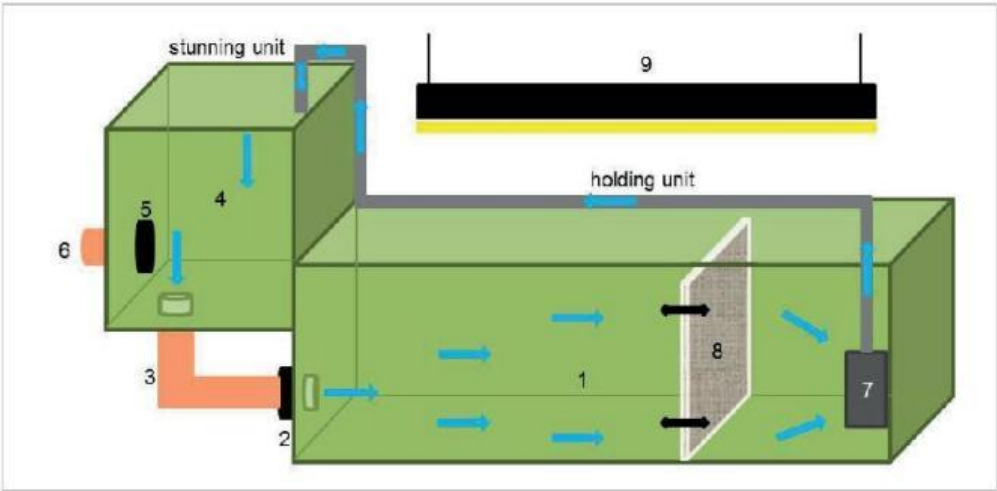


Figure 1. Schematic sketch of the novel fish tank.
1: holding unit; 2: slider; 3: swim up pipe; 4: stunning unit; 5: slider; 6: outlet pipe; 7: circulations pump;
8: moveable grid frame; 9: LED spotlights; blue arrows: water circulation (fish swim against water current).

The main difference between CON and NOV is their shape. While the base of CON is square, the base of NOV is rectangular (Figure 1 and Table 1). In addition, a circulating pump was used in NOV to create a current intended to induce voluntary movement of the fish. The pump was installed behind a moveable grid frame in the holding unit, from which water was pumped into the stunning unit. The water flowed back to the holding unit through different pipes and angle pieces with a diameter of 25 cm, through which the fish were able to

swim up. The stunning unit was placed 50 cm above the bottom level of the holding unit. A cover was used to lower the light intensity, thereby calming the fish and resembling a potential hiding place, that intended to increase the chances of the fish swimming to the stunning unit voluntarily. To reinforce this behaviour, 200 watt LED spotlights were installed above the holding unit to encourage the crepuscular and nocturnal European catfish to search for darkened shelters. A moveable grid frame was constructed to direct the fish towards the pipe in

Table 1. Comparison between the conventional tank (CON) and the holding and stunning unit of the novel fish tank (NOV).

	Length [cm]	Width [cm]	Depth [cm]	Water volume [m³]	Water temperature [°C]
CON	200	180	120	4.3	12.9
Holding unit (NOV)	290	100	120	3.4	13.4
Stunning unit (NOV)	97	100	98	0.5	13.4

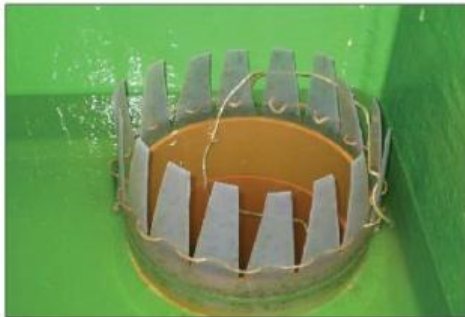


Figure 2. Rubber sleeve.

which they were to swim up. To the end of the pipe in the stunning unit a rubber sleeve was attached to prevent fish swimming back to the holding unit as some fish tried following the current to leave the stunning unit again after swimming in (Figure 2). Between the holding and the stunning unit a manually operated slider was built in to regulate the number of fish swimming into the stunning unit (Figure 3).

The NOV had a permanent freshwater inflow of 0.36 L/s, which translates to a water exchange rate of 33%/h. Oxygen was supplied to the water by pumping ambient air through a diffuser. The fish were removed individually from the stunning unit by another manually operated slider and an outlet pipe with a diameter of 15 cm.



Figure 3. Slider.

Preliminary trial: Autonomous swimming of the fish from holding to stunning unit

After stocking, the fish were left to acclimatise to the tank environment for a minimum of 15 h. This corresponds to the average time of fish in CON before slaughter. At the end of the acclimatisation period, the slider was manually opened and the spotlights and the circulating pump were turned on. Then the moveable grid frame was used to direct the fish towards the pipe in which they were to swim up. To the authors knowledge, reaction to various water flows of European catfish have not been published. Therefore, different hydraulic conditions in the swim up pipe were simulated by using different current velocities (0.01 - 0.17 m/s), pipe set-ups,

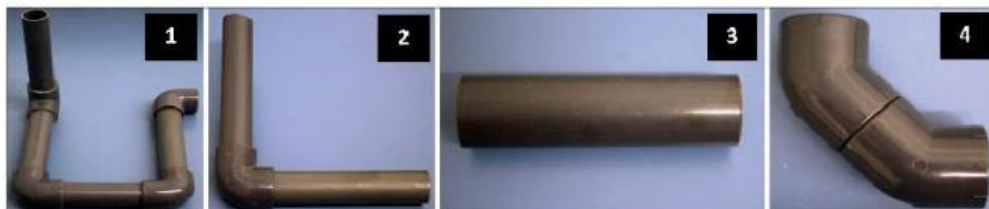


Figure 4. Pipe set-ups (schematic recreations).

18, Bull. Eur. Ass. Fish Pathol., 39(1) 2019

and movement speeds of the grid frame (moved by hand). Following pipe set-ups (Figure 4) were used: 1) four 90° angles connected by a total of 2 m of piping, 2) two 0.5 m long pipe pieces joined by a 90° angle, 3) a straight 1 m pipe without any angles and 4) two 45° angles connected by a total of 1 m of piping. For the construction of set-up 3, a transport container was connected to the holding unit instead of the stunning unit. Current velocities were increased by 0.01 m/s each and tested by 3 runs of 10 min each. All fish that reached the stunning unit were counted.

For each test, 20 to 25 fish were allowed into the stunning unit before the slider between the holding and the stunning unit was closed. The fish were subsequently manually stunned by a blow on the head and likewise manually slaughtered by gill cut, thus simulating typical use in the Ahrenhorster Edelfisch GmbH & Co. KG. Afterwards the slider was closed again and the next 20 to 25 fish were allowed into the stunning unit.

Stress parameters and fillet quality

Upon identifying the best arrangement of the pipes (pipe set-up 4), 92 fish of NOV and 83 of CON were sampled. The former were let out of the stunning unit by an outlet pipe, whereas the latter were conventionally netted. Blood samples were collected by severing the caudal peduncle after stunning the fish by percussion. For later analysis of plasma cortisol the blood was centrifuged at 2,200 g for 7 min. The plasma was removed and immediately stored at -20 °C. Cortisol concentrations were measured using commercial Cortisol ELISA kits ADI-900-071 (Enzo Life Sciences GmbH, Lörrach, Germany). Blood-glucose and -lactate were determined

using the hand-held blood analyser Accutrend® Plus (Roche Diagnostics GmbH, Mannheim, Germany). Haematocrit (%) was determined using 3 heparinised capillary tubes per sample that were centrifuged at 12,000 g for 10 min. Fillet-pH was measured by the pH electrode SenTix®Sp (Wissenschaftlich-Technische Werkstätte GmbH, Weilheim, Germany). Ideally, the values of pH should be measured 5 min and 24 h post mortem. However, rapid slaughter of fish common in commercial production conditions did not permit reliable readings to be taken 5 min *post mortem*. Therefore, only pH readings taken 24 h *post mortem* were statistically evaluated. The fillets were stored at 0.2 - 0.5 °C immediately after slaughter and processing. Fillet lightness and colour (L*a*b*-system) were determined using a Chroma Meter CR-300 (Minolta GmbH, Ahrensburg, Germany). Fillet quality measurements were carried out according to Wedekind (2002). Behavioural indicators (respiratory burst activity, aggressiveness, swimming patterns, and stereotypy) were observed visually for 30 min before each slaughter process.

Statistical analysis

Unless otherwise specified, all values are reported as means with corresponding standard deviation (SD). All data were analysed using SPSS Version 21 (IBM Corporation, Armonk, USA). Prior to analysis, all parameters were tested for normality and homogeneity of variances. Student's t-test was used for comparison of means of data that met both criteria, otherwise the Mann-Whitney-U-Test was used. Results were considered statistically significant at $p < 0.05$.

Table 2. Blood parameters of the sampled fish of the two tanks compared in the present study.

Holding unit	Cortisol [µg/L]	Glucose [mmol/L]	Lactate [mmol/L]	Haematocrit [%]
CON	239 ± 91.3 (n = 53)	5.73 ± 2.21 (n = 51)	5.27 ± 2.41 (n = 49)	23.0 ± 4.11 (n = 74)
NOV	222 ± 104 (n = 82)	10.5 ± 3.76 (n = 51)	2.43 ± 1.53 (n = 12)	21.0 ± 4.31 (n = 92)
p-value	0.162	*** < 0.001	*** < 0.001	** 0.002

CON = conventional; NOV = novel; values reported as means with corresponding standard deviation; n = sample size; p-values with superscripts indicate significant differences between values in columns: * < 0.05 = significant, ** < 0.01 = highly significant, *** < 0.001 = very highly significant.

Results

Preliminary trial: Autonomous swimming of the fish from holding to stunning unit

Both set-ups 1) and 2) induced many fish to swim into, but not to exit the pipe between the holding and the stunning unit. The best 'swim up' results of up to over 70% (data not shown) were achieved with set-up 4), a flow velocity of 0.09 m/s in the pipe, and a slowly moved grid frame, which was then subsequently used for stress and fillet quality measurements.

Stress parameters and fillet quality

Plasma cortisol concentrations of 87 fish from NOV and 68 fish from CON were analysed. Five samples of NOV and 15 of CON were above the measuring range (0 to 500 µg/L) and could therefore not be determined. Glucose and lactate were determined from 51 fish each. All glucose samples were within the measuring range (1.1 to 33.3 mmol/L). Lactate samples of 39 (NOV) and 2 fish (CON) were below the measuring range (0.8 to 21.7 mmol/L). Haematocrit was determined by 92 (NOV) and 74 (CON) fish, respectively.

There were no significant differences regarding plasma cortisol concentrations but significantly lower values of haematocrit and blood-lactate of fish from NOV (Table 2). The blood-glucose concentrations of fish from NOV were significantly higher than that of fish from CON.

The values of the pH 24 h *post mortem* were significantly higher in the fillet samples of NOV (Table 3). There were no significant differences in fillet lightness (L) and colour (a, b).

Increased aggressive behaviour (mutual biting) occurred in equal parts in both groups. Apart from that, no behavioural changes or mortality were observed in either group.

Discussion

Stress in fish causes a variety of physiological and behavioural responses, which can be either adaptive or maladaptive (Barton and Iwama, 1991; Wendelaar Bonga, 1997; Ellis et al., 2012). The acute stress reaction sets off a biochemical cascade in the hypothalamus-pituitary-adrenal axis and leads to three answers: 1) the primary

20, Bull. Eur. Ass. Fish Pathol., 39(1) 2019

Table 3. Fillet quality parameters of the sampled fish of the two tanks compared in the present study (pH 24 h *post mortem*).

Holding unit	pH	L	a	b
CON	6.57 ± 0.22 (n = 53)	45.7 ± 2.06 (n = 43)	1.43 ± 1.05 (n = 43)	-2.25 ± 1.05 (n = 43)
NOV	6.89 ± 0.13 (n = 80)	45.3 ± 2.03 (n = 80)	1.18 ± 0.83 (n = 80)	-2.41 ± 0.78 (n = 80)
p-value	*** < 0.001	0.286	0.458	0.207

CON = conventional; NOV = novel; values reported as means with corresponding standard deviation; L = lightness; a = green-red-parameter; b = blue-yellow-parameter; n = sample size; p-values with superscripts indicate significant differences between values in columns: * < 0.05 = significant, ** < 0.01 = highly significant, *** < 0.001 = very highly significant.

includes e.g. the release of catecholamines and corticosteroids, 2) the secondary inter alia changes of the metabolism, and 3) the tertiary has impacts on the whole organism, like performance and behaviour (Iwama, 1998; Barton, 2002). Lots of these reactions can be considered as markers of stress, thus providing conclusions about animal welfare (Barton and Iwama, 1991). Product quality also allows conclusions about stress and animal welfare (Wedekind, 2002; Poli et al., 2005). According to Ashley (2007) and Martinez-Porchas et al. (2009), several indicators were used to determine stress and animal welfare in the present field study.

As part of the primary stress response, the release of cortisol is often used to indicate acute stress (Barton and Iwama, 1991; Martinez-Porchas et al., 2009). It has been shown that significant increases in plasma cortisol after an acute stress event, such as handling or netting, in some species, e.g. rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*), are already detectable after a few min (Pottinger and Moran, 1993; Wendelaar Bonga, 1997; Pankhurst, 2011). Therefore, the similar plasma cortisol levels between the two

groups may have occurred for two reasons:

1) the disturbance of fish caused by handling and stunning and 2) the time in the stunning unit (~30 min) and the time interval between letting the fish out and the collection of the samples (< 2 min). Both of these could have triggered the fishes' stress cascade, whereby the basic levels of cortisol, which had formed during the 15 h in NOV or CON and especially during the slaughter process, were superimposed by an acute stress response. This would also explain the different values of the secondary stress response. However, there was a relatively large standard deviation of the cortisol values within each group. Cortisol levels may have increased during the slaughter process, as manual stunning, blood sampling, and slaughtering took about 30 min between the first and last fish in each group of NOV and totally approximately 3 h in both groups. That would mean that locking and unlocking of the slider of NOV could have created enough disturbances to have triggered an increasing stress response in the remaining fish over the sampling period. Nevertheless, this may also be due to the variation of the individual response.

Haematocrit, glucose, and lactate are parameters used to assess the secondary stress response (Wells and Pankhurst, 1999; Pottinger, 2008). As their concentrations are dependent on the primary stress response, they are subsequent effects and therefore only appear delayed (Wendelaar Bonga, 1997; Barton, 2002). Haematocrit has been shown to increase as a result of stressful treatments such as handling (Wendelaar Bonga, 1997). The lower values of haematocrit in the blood of the fish of NOV accordingly reveal a reduced burden. Glucose serves as an energy source and is depleted when fish are stressed, as it is metabolised to lactate for the release of ATP during glycolysis in the muscle tissue. Barry et al. (1993) have found a delay in glucose release during the first min after a 1 min handling stressor and increased values only after 8 min in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) and lake trout (*Salvelinus namaycush*). Since sampling took less than 2 min, glucose reserves may not have been released and gluconeogenesis may not have started. Thus, the higher values of glucose and the low values of lactate, as well as the large number of blood samples in which lactate was found to be below the detection limit, in the blood of the fish of NOV could be an indicator for a lower occurrence of stress. However, lactate can be metabolised to form glucose during the process of gluconeogenesis in the liver. So the values could also be the result of increased glucose production due to gluconeogenesis.

The fillet pH, as part of the product quality, is a further indicator for stress, as the lactate resulting from glycolysis is formed in the muscle tissue (Bagni et al., 2007). A higher lactate concentration, i.e. a lower pH, would therefore suggest a higher stress response. The

fillet pH 24 h *post mortem* has been shown to be lower in stressed fish when compared to unstressed fish (Wedekind, 2002; Poli et al., 2005), even if this effect was found to be less pronounced when compared to mammals. A significantly lower acidification of the fillet pH 24 h *post mortem* of the fillets of the fish in NOV suggests a reduced stress reaction in the respective fish, as their fillet pH values did not drop as low as they did in the fillets of the fish held in CON (Sigholt et al., 1997; Bagni et al., 2007). We observed no significant differences between the fish of the two groups with regards to fillet lightness and colour. These parameters are known to be primarily influenced by farming conditions and feed (Hallier et al., 2007). Therefore, no significant differences between the two groups were expected.

The increase in aggressive behaviour, which has occurred in both groups, may perhaps best be explained by the restructuring of hierarchy in a new environment (Ellis et al., 2002), since the fish of both groups were transferred to a new rearing environment similarly.

Considering all observed parameters, it should be noticed that an acute stress event still occurs. However, NOV represents a way to reduce stress on fish over the period observed and could therefore possibly be used to improve animal welfare.

The present field study demonstrated that it is possible to promote less invasive, autonomous movement of European catfish. However, further studies should be carried out to increase the continuity and the amount of fish swimming autonomously into a desired unit. Also, tests

22, Bull. Eur. Ass. Fish Pathol., 39(1) 2019

with other catfish species, e.g. African catfish (*Clarias gariepinus*) or commercially relevant species, e.g. rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) should be performed. Moreover, stunning by percussion should be compared to electrical stunning (e.g. by replacing the stunning unit of the present study by an electrical stunning unit), as handling of the fish would then be unnecessary and the acute stress reaction of the fish might be further reduced.

Acknowledgements

The project was supported by funds of the Federal Ministry of Food and Agriculture (BMEL) based on a decision of the Parliament of the Federal Republic of Germany via the Federal Office for Agriculture and Food (BLE) under the innovation support programme. Special thanks goes to Christina Hoeborn and Hermann Kuchler from the Chair of Animal Welfare, Ethology, Animal Hygiene and Animal Husbandry, Department of Veterinary Sciences, Faculty of Veterinary Medicine, LMU, for the determination of blood-cortisol. Finally, the author warmly thanks the employees of the Ahrenhorster Edelfisch GmbH & Co. KG, as well as his colleagues for their help and ideas.

References

- Adam B and Lehmann B (2011). "Ethohydraulik: Grundlagen, Methoden und Erkenntnisse". Springer Berlin Heidelberg, Berlin, Heidelberg. ISBN 978-3-642-17210-6.
- Ashley PJ (2007). Fish welfare: Current issues in aquaculture. *Applied Animal Behaviour Science* **104**, 199-235.
- Bagri M, Civitareale C, Priori A, Ballerini A, Finoia M, Brambilla M and Marino G (2007). Pre-slaughter crowding stress and killing procedures affecting quality and welfare in sea bass (*Dicentrarchus labrax*) and sea bream (*Sparus aurata*). *Aquaculture*, **263**, 52-60.
- Barry TP, Lapp AF, Kayes TB and Malison JA (1993). Validation of a microtitre plate ELISA for measuring cortisol in fish and comparison of stress responses of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) and lake trout (*Salvelinus namaycush*). *Aquaculture* **117**, 351-363.
- Barton BA (2002). Stress in Fishes: A diversity of responses with particular reference to changes in circulating corticosteroids. *Integrative and Comparative Biology* **42**, 517-525.
- Barton BA and Iwama GK (1991). Physiological changes in fish from stress in aquaculture with emphasis on the response and effects of corticosteroids. *Annual Review of Fish Diseases* **1**, 3-26.
- Ellis T, North B, Scott AP, Bromage NR, Porter M and Gadd D (2002). The relationships between stocking density and welfare in farmed rainbow trout. *Journal of Fish Biology* **61**, 493-531.
- Ellis T, Yildiz HY, López-Olmeda J, Spedicato MT, Tort L, Øverli Ø and Martins CIM (2012). Cortisol and finfish welfare. *Fish Physiology and Biochemistry* **38**, 163-188.
- Hallier A, Chevallier S, Serot T and Prost C (2007). Influence of farming conditions on colour and texture of European catfish (*Silurus glanis*) flesh. *Journal of the Science of Food and Agriculture* **87**, 814-823.
- Hattingh J (1977). Blood sugar as an indicator of stress in the freshwater fish, *Labeo capensis* (Smith). *Journal of Fish Biology* **10**, 191-195.
- Huntingford FA and Kadri S (2014). Defining, assessing and promoting the welfare of farmed fish. *Revue scientifique et technique (International Office of Epizootics)* **33**, 233-244.
- Iwama GK (1998). Stress in fish. *Annals of the New York Academy of Sciences* **851**, 304-310.
- Martínez-Porchas M, Martínez-Córdova LR and Ramos-Enriquez R (2009). Cortisol and

- glucose: Reliable indicators of fish stress? *Pan-American Journal of Aquatic Sciences* **4**, 158-178.
- Martins CIM, Galhardo L, Noble C, Damsgård B, Spedicato MT, Zupa W, Beauchaud M, Kulczykowska E, Massabuau J, Carter T, Planellas SR and Kristiansen T (2011). Behavioural indicators of welfare in farmed fish. *Fish Physiology and Biochemistry* **38**, 17-41.
- Mustapha MK (2014). Aquaculture and fish welfare: Are the rights of fish compromised? *Zoologica Polonica* **59**, 49-68.
- Pankhurst N (2011). The endocrinology of stress in fish: An environmental perspective. *General and Comparative Endocrinology* **170**, 265-275.
- Poli BM (2009). Farmed fish welfare-suffering assessment and impact on product quality. *Italian Journal of Animal Science* **8**, 139-160.
- Poli BM, Parisi G, Scappini F and Zampacavallo G (2005). Fish welfare and quality as affected by pre-slaughter and slaughter management. *Aquaculture International* **13**, 29-49.
- Pottinger TG (2008). The stress response in fish - mechanisms, effects and measurement. In *"Fish Welfare"* (Branson EJ, Ed.), pp. 32-48. Blackwell Publishing Ltd, Oxford, UK. ISBN 978-1-4051-4629-6.
- Pottinger TG and Moran T (1993). Differences in plasma cortisol and cortisone dynamics during stress in two strains of rainbow trout. *Journal of Fish Biology* **43**, 121-130.
- Ray SNC and Sinha RC (2014). Serum cortisol and glucose: Reliable bioindicators of stress in the fish *Labeo rohita*. *Journal of Innovative Science, Engineering & Technology* **1**, 6-17.
- Sigholt T, Erikson U, Rustad T, Johansen S, Nordtvedt T and Seland A (1997). Handling stress and storage temperature affect meat quality of farmed-raised Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Journal of Food Science* **62**, 898-905.
- Wedekind H (2002). Bestimmung der Bull. Eur. Ass. Fish Pathol., 39(1) 2019 23
- Produktqualität bei Fischen. *Schriften des Instituts für Binnenfischerei e.V. Potsdam-Sacrow* **11**, 1-43.
- Wedekind H and Schreckenbach K (2003). Investigations on the effect of angling on stress response in rainbow trout. *Bulletin of the European Association of Fish Pathologists* **23**, 235-240.
- Wells RMG and Pankhurst NW (1999). Evaluation of simple instruments for the measurement of blood glucose and lactate, and plasma protein as stress indicators in fish. *Journal of the World Aquaculture Society* **30**, 276-284.
- Wendelaar Bonga SE (1997). The stress response in fish. *Physiological Reviews* **77**, 591-625.

IV. Erweiterte Studienergebnisse

Diese Studie wurde als kommerzieller Versuch durchgeführt. Keinem Fisch wurde für die ausgeführten Versuche Schmerz, Schaden oder gar der Tod zugefügt. Alle beprobten Fische waren zum Schlachten bestimmt. Die Blutentnahme fand während des Schlachtprozesses statt und erfolgte direkt nach dem Betäuben bei völliger Bewusstlosigkeit der Fische. Direkt im Anschluss erfolgte ein Kiemenschnitt zum Schlachten und Ausbluten der Fische. Daher war keine Genehmigung für Tierversuche nach dem Tierschutzgesetz (2006) erforderlich.

1. Resultate der Überschwimmversuche aus der Hälterungs- in die Betäubungseinheit bei verschiedenen Rohrkonfigurationen

Die detaillierten Ergebnisse der Vorversuche zum selbstständigen Überschwimmen der Welse sind in Tabelle 1 dargestellt. Die verschiedenen Konfigurationen (set-ups) sind der Veröffentlichung aus Kapitel III zu entnehmen. Die verwendeten Besatzdichten und die Anzahl der gesetzten Fische ergaben sich anhand der geplanten Schlachtungen. Aufgrund der Laufzeit des Projekts und der beschränkten finanziellen Mittel war die Anzahl der Vorversuche limitiert.

Konfiguration 1 zeigte zwar bei einer Besatzdichte von 17 kg/m^3 hohe Einschwimmerfolge in die Überschwimmröhre, allerdings verblieb ein Großteil der Fische in dieser. Nach Installation der Konfiguration 2 schwamm bei gleicher Besatzdichte ebenfalls nur die Hälfte der in die Überschwimmröhre eingeschwommenen Fische bis in das Betäubungsbecken über. Da sich bei diesen beiden Konfigurationen in den Durchgängen mit einer Besatzdichte von 34 kg/m^3 das gleiche Verhalten der Fische abzeichnete, wurden diese vorzeitig beendet, um mögliche Schäden für die Tiere abzuwenden.

Obwohl die Fische in Konfiguration 3 nur geradeaus schwimmen mussten, um der Lockströmung zu folgen, schwammen bei dieser Anordnung unter 35 % der Fische in das Rohr ein. Allerdings war der Anteil der davon übergeschwommenen Fische deutlich höher.

Auf Basis der hohen Einschwimmerfolge in den Konfigurationen 1 und 2 wurde in Konfiguration 4 wieder ein Richtungswechsel eingebaut. Damit sollten die Fische zum Überschwimmen animiert werden. Da bei dieser Anordnung der Großteil der in das Rohr eingeschwommenen Fische auch bis in das Betäubungsbecken überschwamm, wurden nach dem ersten Durchgang nur noch die Fische gezählt, die das Betäubungsbecken erreichten. Durchgang 2 mit 64 kg/m^3 und 116 Fischen stellte die größte Praxisnähe dar, musste aber nach 61 übergeschwommenen Fischen aufgrund eines Stromausfalls vorzeitig beendet werden. Mit Ausnahme von 12 bereits geschlachteten Welsen wurden alle bis dahin übergeschwommene Fische wieder in das Hälterbecken zurückgesetzt. Bei einer Wiederholung des Versuchs mit den verbliebenen 104 Fischen schwammen nur noch knapp 33 % ins Betäubungsbecken über. Dies könnte auf einen Lerneffekt der Fische hindeuten. Bei dem letzten Vorversuch schwammen von 100 Fischen wieder 64 selbstständig über. Aufgrund der guten Überschwimmquote wurde Konfiguration 4 für die folgenden Stress- und Qualitätsbestimmungen beibehalten. Bei den hierfür durchgeführten Durchgängen kam es zu Überschwimmergebnissen zwischen 43 und 72 %.

Tabelle 1: Überschwimmverhalten von Europäischen Welsen bei verschiedenen Rohrkonfigurationen (die Konfigurationen [set-ups] sind Kapitel III zu entnehmen)

Konfiguration	Besatzdichte [kg/m ³]	gesetzte Fische (n)	einge- schwommene Fische (n)	überge- schwommene Fische (n)	Über- schwimm- erfolg (%)
1	17	31	28	4	12,9
	34	60	41*	2*	3,33*
2	17	31	24	12	35,5
	34	62	58*	27*	43,5*
3	32	58	18	14	24,1
	32	58	20	12	20,7
4	37	67	55	48	71,6
	64	116	***	61**	52,6**
	57	104****	***	34	32,7
	55	100	***	64	64,0

n = Anzahl; *vorzeitig beendet; ** durch Stromausfall vorzeitig beendet; ***nicht aufgenommen;

****verbliebene Fische aus vorhergehendem Versuch

2. Cortisol- und Hämatokrit-Ruhewerte Europäischer Welse aus intensiver Aquakultur (Warmwasser-Kreislaufanlagen)

Während der Versuche im Praxisbetrieb wurden 13 Welse routinemäßig zur Qualitätsbestimmung und zur Optimierung von Prozessabläufen ohne vorherige Hälterung direkt aus den Masteinheiten geschlachtet und adspektorisch begutachtet. Dabei lag das Hauptaugenmerk auf möglichen krankheitsrelevanten Veränderungen innerer Organe (Leber, Milz, Galle, Fett und Gonaden), wie Schwellungen, Einblutungen oder Verfärbungen. Im Zuge dessen konnte diesen Fischen direkt nach erfolgter Betäubung Blut abgenommen werden. Bei allen 13 Blutproben wurde eine Cortisolmessung durchgeführt, die Bestimmung der Hämatokritwerte erfolgte bei 10 Proben. Die Beprobung sowie die Analyse und Auswertung der Proben entsprach den in Kapitel III näher beschriebenen Stressmessungen. Die Ergebnisse sind in Tabelle 2 dargestellt.

Tabelle 2: Ruhewerte an Cortisol und Hämatokrit bei Europäischen Mastwelsen

Fisch-Nr.	Länge (cm)	Gewicht (kg)	Hämatokritwert 1 (%)	Hämatokritwert 2 (%)	Hämatokritwert 3 (%)	Hämatokrit Ø (%)	Plasma-Cortisol (µg/l)
1	68,0	2,80	27,0	28,0	28,0	27,7	0,86
2	65,0	2,50	25,0	25,0	25,0	25,0	0,05
3	72,0	3,20	28,0	28,0	28,0	28,0	1,90
4	71,0	3,00	19,0	19,0	19,0	19,0	0,55
5	62,0	2,00	24,0	25,0	25,0	24,7	2,10
6	73,0	3,20	26,0	26,0	26,0	26,0	4,00
7	70,0	3,00	27,0	26,0	26,0	26,3	0,74
8	66,0	2,50	28,0	28,0	28,0	28,0	1,89
9	70,0	3,00	23,0	23,0	23,0	23,0	0,69
10	72,0	3,20	23,0	23,0	24,0	23,3	2,43
11	67,0	2,15	-	-	-	-	2,50
12	65,0	2,20	-	-	-	-	5,00
13	64,0	1,85	-	-	-	-	6,40
MW	68,1	2,66	25,0	25,1	25,2	25,1	2,24
STABW	3,52	0,49	2,83	2,85	2,78	2,80	1,88

MW = Mittelwert; STABW = Standardabweichung

3. Schlachtkörperzusammensetzung Europäischer Welse aus intensiver Aquakultur (Warmwasser-Kreislaufanlage)

Im Rahmen des Projekts wurde bei 66 Schlachtfischen Europäischer Welse (davon 20 weiblich und 46 männlich) eine Auswertung der Körperzusammensetzung durchgeführt. Für alle diesbezüglich erfolgten Längenmessungen wurde ein handelsüblicher Zollstock verwendet. Sämtliche Wiegunen wurden mit einer geeichten, auf ein Gramm genauen Sartorius Miras 2 Waage (Sartorius AG, Göttingen, Deutschland) durchgeführt. Die Ergebnisse der Messungen und Wiegunen sind in Tabelle 3 dargestellt.

Als Erstes wurden die Totallängen (von der Kopfspitze bis zum Schwanzende in cm) sowie die Kopflängen (von der Kopfspitze bis zum caudalen Ende der Kiemendeckel in cm) vermessen und das Gesamtgewicht der Fische ermittelt. Anschließend wurden die Fische bauchseitig vom After bis auf Höhe der Kiemenbögen mithilfe eines herkömmlichen Filetirmessers eröffnet, die Innereien in toto entnommen und der Restkörper amK (ausgenommen mit Kopf) gewogen. Als Nächstes wurden die Fische mittels eines elektrischen Filetirmessers filetiert, die Köpfe vom Rumpfskelett getrennt und Filets sowie Köpfe gewogen. Da alle Filets der späteren Vermarktung zugeführt wurden, wurde deren Gewicht nur mit Haut bestimmt. Der Anteil der Haut am Gesamtgewicht der Filets beträgt ca. 10 %. Um auch die Gewichte der Organe Kiemen, Gonaden, Leber, Milz und des Bauchfetts ermitteln zu können, wurden diese frei präpariert und einzeln gewogen. Des Weiteren wurden die Korpulenzfaktoren der Fische nach der Fulton'schen Formel – $K = \text{Gewicht (in g)} * 100 / \text{Länge}^3 \text{ (in cm)}$ – berechnet. Der Korpulenzfaktor beschreibt das Verhältnis von Körpergewicht zu Körperlänge. Er stellt ein Maß für die Beurteilung des körperlichen Zustandes, also die Kondition bzw. Fitness von Fischen dar. Es gilt zu berücksichtigen, dass jede Fischart aufgrund ihres Körperbaus eigene Optima für diesen Faktor besitzt.

Tabelle 3: Schlachtkörperzusammensetzung von Europäischen Schlachtwelsen der Ahrenhorster Edelfisch GmbH & Co. KG

Parameter	Wert	Prozentualer Anteil
Korpulenzfaktor [gx100/cm ³]	0,75 ± 0,06	
Länge [cm]	67,8 ± 4,40	100 ± 0,00
Gewicht [kg]	2,34 ± 0,43	100 ± 0,00
Kopflänge [cm]	13,2 ± 0,67	19,4 ± 0,60
Kopfmasse [g]	484 ± 85,4	20,7 ± 1,25
Gonadenmasse [g]	21,2 ± 28,4	0,88 ± 1,12
Lebermasse [g]	30,2 ± 8,72	1,28 ± 0,23
Milzmasse [g]	19,3 ± 3,05	0,81 ± 0,10
Bauchfett [g]	40,5 ± 20,6	1,77 ± 0,93
Restkörper amK [kg]	2,16 ± 0,40	92,3 ± 1,66
Filets mit Haut [kg]	1,34 ± 0,25	57,1 ± 2,26
Kiemen [g]	62,6 ± 9,51	2,70 ± 0,32

Angegebene Werte sind dargestellt als Mittelwerte mit entsprechenden Standardabweichungen; amK = ausgenommen mit Kopf

V. Erweiterte Diskussion

1. Stressindikatoren

1.1. Plasmacortisol

Nicht jede Fischart reagiert mit der gleichen Intensität auf Stress. Dies gilt insbesondere für die endokrine Reaktion (Gamperl et al. 1994). Die Höhe der nach Stress ausgeschütteten Kortikosteroide wird u. a. durch genetische Faktoren bestimmt (Barton 2002). Selbst relativ nah verwandte Arten wie Bachforelle, *Salmo trutta*, und Regenbogenforelle, *Oncorhynchus mykiss*, unterscheiden sich deutlich im Cortisolanstieg nach Stressgeschehen. So steigen die Werte der Bachforelle von $1,0 \pm 0,3$ auf 94 ± 11 ng/ml, die der Regenbogenforelle dagegen nur von $1,7 \pm 0,5$ auf $43 \pm 3,5$ ng/ml nach kurzzeitigem Handhabungsstress (Barton 2002). Die Differenz kann bei weniger nah verwandten Arten sogar noch deutlich höher ausfallen. So können die Cortisolwerte beim Amerikanischen Zander, *Sander vitreus*, nach 30-sekündiger Handhabung von 11 auf 229 ng/ml ansteigen (Barton & Iwama 1991). Auch unterschiedliche genetische Linien derselben Fischart können signifikante Variationen in der endokrinen Reaktion auf Stress aufweisen (Pottinger 2008). Der maximale Level der Cortisolausschüttung wird bei den meisten Arten zwischen 30 und 60 Minuten nach einem Stressgeschehen erreicht (Barton & Iwama 1991). Für den Europäischen Wels, *Silurus glanis*, konnten in diesem Projekt Plasmacortisol-Ruhewerte von $2,24 \pm 1,88$ µg/l und Stresswerte nach Entnahme der Fische aus den Hälterungen von $239 \pm 91,3$ (konventionelle Hälterung) bzw. 222 ± 104 µg/l (innovative Hälterungseinheit) ermittelt werden.

Auch der Entwicklungszustand der Fische hat Einfluss auf die Höhe des Cortisolanstiegs nach Stressgeschehen (Barton 2002). Damit könnten neben den in Kapitel III beschriebenen Gründen die starken Schwankungen der analysierten Cortisolwerten aus den Hälterungsversuchen erklärt werden. Diese lagen für die innovative Hälterungseinheit zwischen 36,6 und über 500 µg/l (außerhalb des Messbereichs), für die konventionelle Hälterung zwischen 66,9 und 433 µg/l. Wenn Fische geschlechtsreif werden, nimmt die

Magnitude ihrer primären Stressreaktionen ab (Pottinger et al. 1995). Beispielsweise fällt die Cortisolausschüttung bei geschlechtsreifen männlichen Regenbogenforellen geringer aus als bei unreifen (Pottinger et al. 1995). Sowohl die Größe der untersuchten Welse als auch deren Schlachtkörperauswertung, die signifikante Unterschiede in den Gonadenmassen ergab, deuten darauf hin, dass bei diesen Fischen die Entwicklung der Geschlechtsreife unterschiedlich weit fortgeschritten war.

Auch das Geschlecht kann die ausgeschüttete Menge an Cortisol beeinflussen. Geschlechtsspezifische Unterschiede in der Cortisolausschüttung nach Stresseinwirkung wurden für Salmoniden, speziell Regenbogenforellen, *Oncorhynchus mykiss*, beschrieben (Clements et al. 2002). Ob derartige geschlechtsspezifische und reifeabhängige Schwankungen auch bei Europäischen Welse existieren, ist bisher nicht publiziert.

Es sind zwar auch diverse Umwelteinflüsse und Gewöhnungseffekte beschrieben, die Einfluss auf Höhe der endokrinen Stressreaktion haben können (Barton 2002), da diese aber für beide Gruppen gleich waren, werden sie hier nicht näher diskutiert.

1.2. Blutglukose und -laktat

Wie beim Plasmacortisol kann auch die Reaktion des Glukosespiegels im Blut durch verschieden Faktoren, z. B. die Ernährung, den Lebensabschnitt, die Zeit seit der letzten Fütterung und die Jahreszeit, beeinflusst werden (Martínez-Porchas et al. 2009). Sie variiert ebenso bei verschiedenen Arten und ist abhängig vom Entwicklungszustand der Fische (Martínez-Porchas et al. 2009). Jirasek (1998) gibt in seiner Arbeit Ruhewerte zwischen $2,82 \pm 0,61$ und $6,59 \pm 1,00$ mmol/l für die Blutglukose bei Europäischen Welsen an.

Normalerweise steigt der Blutglukosespiegel bei erhöhter Cortisolausschüttung, allerdings konnten erhöhte Glukosespiegel auch bei gestörter Cortisol-Sekretion nachgewiesen werden (Costas et al. 2008). Wiederum andere Autoren berichteten von einem schwachen Anstieg der Glukose, andere fanden keine Veränderung als Reaktion auf Stress (Martínez-Porchas et al. 2009). Sowohl Wood et al. (1990) als auch Barry et al. (1993) konnten gar einen Rückgang der Glukosespiegel nach Stresseinwirkung feststellen. Dies könnte damit begründet werden,

dass Fische unter Stress die erzeugte Glukose zur Aufrechterhaltung der Homöostase über das Zentralnervensystem sehr schnell verbrauchen. Hierbei kann der Glukoseverbrauch um das beinahe 30-Fache ansteigen (West et al. 1993). Des Weiteren werden die Glukosespiegel meist erst nach Minuten, Stunden oder gar Tagen gemessen, was bedeuten kann, dass sie auch erst nach dieser Zeit gestiegen sein könnten (Martínez-Porchas et al. 2009).

Damit könnten neben den in Kapitel III bereits erwähnten Möglichkeiten die höheren Blutglukosespiegel der innovativen Hälterungseinheit im Vergleich zur konventionellen Hälterung erklärbar sein. Im Umkehrschluss sind damit auch die niedrigeren Laktatspiegel im Blut der Fische aus der innovativen Hälterungseinheit nachvollziehbar, da Laktat beim anaeroben Glukose-Abbau entsteht (Poli et al. 2005). Somit scheinen die Fische aus der konventionellen Hälterung mehr Glukose verbraucht zu haben, was zu den höheren Laktatwerten geführt haben dürfte.

2. Produktqualität

2.1. Filet-pH

Wie bereits zuvor beschrieben stellt auch der Filet-pH einen wichtigen Indikator für vorausgegangenen Stress dar. Ein deutlicher Anstieg im Laktatspiegel und eine damit verbundene pH-Absenkung innerhalb der ersten 24 Stunden *post mortem*, in Kombination mit einer hohen anaeroben Glykolyse-Aktivität, gelten als deutliche Anzeichen für Stress vor dem Tod (Poli et al. 2005). Atlantische Lachse, *Salmo salar*, die einem Handhabungsstress vor dem Tod ausgesetzt wurden, zeigten mit $7,0 \pm 0,2$ signifikant höhere Filet-pH-Werte gegenüber einer ungestressten Kontrollgruppe mit einem pH von $6,7 \pm 0,3$ direkt nach dem Tod (Sigholt et al. 1997). Bagni et al. (2007) konnten bei Wolfsbarschen, *Dicentrarchus labrax*, und Goldbrassen, *Sparus aurata*, die vor dem Schlachten einem 3-stündigen Stress durch Besatzdichten über 70 kg/m^3 ausgesetzt wurden, signifikant niedrigere pH-Werte ($7,11 \pm 0,01$ und $6,79 \pm 0,07$) im Vergleich zu nicht gedrängten Fischen ($7,26 \pm 0,1$ und $6,95 \pm 0,05$) belegen.

Die im Projekt ermittelten signifikanten Unterschiede in den pH-Werten 24 Stunden *post mortem* lagen bei $6,89 \pm 0,13$ in der innovativen Hälterungseinheit und $6,57 \pm 0,22$ in der konservativen Hälterung. Dies kann als Indiz für ein deutlich geringeres Stressaufkommen in der innovativen Hälterungseinheit angesehen werden.

2.2. Filet-Helligkeit und -Farbe

Die Auswirkungen von Stress auf die Helligkeit und Farbe von Fischfilets sind wissenschaftlich umstritten (Daskalova 2019). Einige Autoren berichten von dunkleren Filets bei gestressten Atlantischen Lachsen, *Salmo salar* (Roth et al. 2006, Erikson & Misimi 2008). Allerdings unterscheiden sich ihre Ergebnisse im Hinblick auf die Farbe. Während Erikson & Misimi (2008) niedrigere Rot- und Gelb-Werte sowie eine geringere Farbsättigung bei gestressten Atlantischen Lachsen beschreiben, konnten Roth et al. (2006) keine Unterschiede in den Farbwerten zwischen gestressten und ungestressten Fischen feststellen. Im Gegensatz dazu werden in anderen Studien blässere bzw. hellere Filets bei gestressten Atlantischen Lachsen, also der gleichen Fischart, beschrieben (Daskalova 2019).

Laut Hallier et al. (2007) werden Filet-Helligkeit und -Farbe maßgeblich von der Wassertemperatur und der Zuchtzeit bestimmt. In dieser Studie führten kürzere Aufzuchtzeiten zu helleren Filets, während höhere Wassertemperaturen gelbere und grünere Filets ergaben.

Die annähernd gleichen Werte in der Filet-Helligkeit und -Farbe, welche im Verlauf des Projekts bestimmt wurden, deuten darauf hin, dass diese in erster Linie von den Haltungs- und Aufzuchtbedingungen der Fische beeinflusst wurden.

3. Schlachtkörperzusammensetzung

Bezüglich der Schlachtkörperzusammensetzung Europäischer Welse liegen kaum aktuelle Veröffentlichungen vor. Insbesondere fehlen Werte aus Kreislaufanlagen. In einer Arbeit von Wedekind et al. (2002) wurden folgende Mittelwerte aus einem 2-jährigen Fütterungsversuch publiziert:

Parameter	Gruppe 1	Gruppe 2
Korpulenzfaktor [gx100/cm ³]	0,74	0,73
Länge [cm]	51,59	51,34
Gewicht [g]	1029,6	1001,4
Kopflänge [%]	17,48	17,69
Kopfmasse [%]	24,10	23,60
Gonadenmasse [%]	0,16	0,14
Innereienmasse [%]	11,47	13,02
Lebermasse [%]	2,73	2,43
Bauchfettmasse [%]	0,68	1,59
Schlachtkörper [%]	88,53	86,98
Filetmasse [%]	37,53	38,02

Fauconneau & Laroche (1996) geben für Europäische Welse mit einem Schlachtgewicht von 1.500 bis 2.500 g den Schlachtkörperanteil mit 85 % und den Filetanteil mit 34-43 % an.

Vergleiche mit diesen Angaben zu Fischen aus Teichwirtschaften deuten auf erhebliche Erfolge von züchterischer Selektion hin. Die im Rahmen des Projekts beprobten Fische waren 10 Monate alt, wiesen aber bereits Längen von $67,8 \pm 4,40$ cm und Gewichte von $2,34 \pm 0,43$ kg auf. Der Restkörper amK betrug $92,3 \pm 1,66$ %, die Kopflänge nur $19,4 \pm 0,60$ % und die Kopfmasse nur $20,7 \pm 1,25$ %. Am entscheidendsten aber dürfte der Zuwachs an Filetmasse auf $57,1 \pm 2,26$ % sein.

Ein möglicher Verwendungszweck für die erhobenen Werte könnten Vergleiche des Phänotyps dieser Fische mit anderen Zucht- bzw. Wildfischen hinsichtlich einer möglichen Zuchtselektion sein.

VI. Zusammenfassung

Praxiserprobung eines innovativen Verfahrens in der Wels-Aquakultur: Hälterung mit stressfreiem, selbstständigem Überschwimmen der Fische zur Schlachtung

Ziel dieser Studie war die Etablierung einer technischen Lösung zur Minimierung des stressbehafteten Fangs Europäischer Welse, *Silurus glanis*, in Aquakulturbetrieben mittels Kescher aus der Hälterung. Des Weiteren sollten eine Einzelentnahme und Separation von Fischen ermöglicht werden.

Hierfür wurde eine innovative Hälterungseinheit für Europäische Welse, die zu einer deutlichen Reduzierung der belastenden Handhabung von Schlachtfischen führen sollte, konzipiert und in einem Praxisbetrieb installiert. Diese bestand aus einem Hälterungs- und einem Betäubungsbecken, welche mittels einer durch einen eingebauten Schieber regulier- und absperzbaren Rohrleitung miteinander verbunden waren. Nach dem Einsetzen der Fische in das Hälterungsbecken sollten die gehälterten Fische nicht erneut gefangen werden, sondern selbstständig in die Betäubungseinheit schwimmen, wobei – im Vergleich zur konventionellen Praxis – eine erhebliche Stresseinwirkung (Fang aus der Gruppe) vermieden werden sollte. Um die positive Rheotaxis von Europäischen Welsen anzusprechen und diese somit zum selbstständigen Überschwimmen zu animieren, wurde in dem System mithilfe einer starken Pumpe eine Lockströmung erzeugt und ein Gitterrahmen entworfen, mit dem die Fische in Richtung des Strömungsursprungs geführt werden konnten. Zusätzlich wurde über dem Hälterungsbecken eine LED-Beleuchtung installiert und der Betäubungsteil abgedunkelt.

Vorab wurden verschiedenen Konfigurationen der Rohrleitung zwischen den beiden Teilen der Hälterungseinheit auf ihre Akzeptanz und das Überschwimmverhalten der Welse hin getestet. Nach Evaluation der bestmöglichen Konfiguration wurde die innovative Hälterungseinheit mit der konventionellen Hälterung anhand folgender Stress- und Fleischqualitätsindikatoren verglichen: Plasmacortisol, Blutglukose und -laktat, Hämatokrit,

Filet-pH, Filet-Helligkeit und -Farbe sowie Verhaltensindikatoren (Atemaktivität, Aggressivität, Schwimmverhalten, Stereotypien).

Die durchgeführten Installationen an der innovativen Hälterungseinheit in Kombination mit einer von den Welsen akzeptierten Konfiguration der Überschwimmröhre führten zu Überschwimmerfolgen von bis zu über 70 % der in das Hälterungsbecken eingesetzten Welse. Die Entnahme einzelner Fische durch ein mit einem Schieber versehenes Auslassrohr am Betäubungsteil erwies sich als praktikabel.

Die Auswertung der erhobenen Stress- und Fleischqualitätsdaten indiziert ein insgesamt deutlich geringeres Stressaufkommen und signifikant bessere Produktqualitäten bei den Fischen aus der innovativen Hälterungseinheit. Allerdings zeigten die Analyse der Cortisolwerte sowie der Filet-Helligkeit und -Farbe keine signifikanten Unterschiede hinsichtlich der Hälterungsmethode. Eine im Vergleich zur Mast gesteigerte Aggressivität in Form von Biss Spuren trat in beiden Hälterungen auf.

VII. Summary

Field study on reducing stress of catfish in a recirculation aquaculture system: an innovative tank design for autonomous movement from holding unit to stunning unit

The aim of this study was to establish a technical solution to minimize the stressful catch of European catfish, *Silurus glanis*, in aquaculture farms by means of landing nets. In addition, individual removal and separation of fish should be made possible.

For this purpose, an innovative holding facility for European catfish, which should lead to a significant reduction in the stressful handling of slaughter fish, was designed and installed in a practical farm. This holding facility consisted of a holding and a stunning unit, which were connected to each other by means of a pipeline that could be regulated and shut off by a built-in slider. After inserting fish into the holding unit, held fish were not to be caught again, but were to swim into the stunning unit independently, whereby – in comparison to conventional practice – a considerable stress effect (catch from the group) was to be avoided. In order to address the positive rheotaxis of European catfish and to encourage them to swim over by themselves, a strong pump was used to create a current in the system and a grid frame was designed to guide the fish towards the origin of the current. In addition, LED spotlights were installed above the holding unit and the stunning unit was darkened.

In advance, different configurations of the pipeline between the two parts of the holding facility were tested for their acceptance and the swimming behaviour of the catfish. After evaluation of the best possible configuration, the innovative holding facility was compared with conventional holding using the following stress and meat quality indicators: plasma cortisol, blood glucose and lactate, haematocrit, fillet pH, fillet brightness and colour, and behavioural indicators (respiratory activity, aggressiveness, swimming behaviour, stereotypes).

The installations carried out on the innovative holding facility in combination with a configuration of the swim-up pipe accepted by the catfish led to swim over results of up to over 70 % of the catfish inserted in the holding unit. The removal of individual fish through a slider regulated outlet pipe on the stunning unit proved to be practical.

The evaluation of the collected stress and meat quality data indicates an overall significantly lower stress level and significantly better product quality of fish from the innovative holding facility. However, the analysis of the cortisol values and the fillet brightness and colour did not show any significant differences regarding the method of holding. Compared to rearing, an increased aggressiveness in form of mutual biting occurred in both holdings.

VIII. Erweitertes Literaturverzeichnis

Die blauen Ziffern in Klammern entsprechen den in der Publikation (Kapitel III) verwendeten Literaturangaben.

Adam, B., Lehmann, B. (2011). "Ethohydraulik". Berlin, Heidelberg: Springer Verlag. (1)

Ashley, P. J. (2007). Fish welfare: current issues in aquaculture. *Applied Animal Behaviour Science*, 104 (3-4), 199-235. (2)

Bagni, M., Civitareale, C., Priori, A., Ballerini, A., Finoia, M., Brambilla, G., Marino, G. (2007). Pre-slaughter crowding stress and killing procedures affecting quality and welfare in sea bass (*Dicentrarchus labrax*) and sea bream (*Sparus aurata*). *Aquaculture*, 263 (1-4), 52-60. (3)

Barry, T. P., Lapp, A. F., Kayes, T. B., Malison, J. A. (1993). Validation of a microtitre plate ELISA for measuring cortisol in fish and comparison of stress responses of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) and lake trout (*Salvelinus namaycush*). *Aquaculture*, 117 (3-4), 351-363. (4)

Barton, B. A. (2002). Stress in fishes: a diversity of responses with particular reference to changes in circulating corticosteroids. *Integrative and comparative biology*, 42 (3), 517-525. (5)

Barton, B. A., Iwama, G. K. (1991). Physiological changes in fish from stress in aquaculture with emphasis on the response and effects of corticosteroids. *Annual Review of fish diseases*, 1, 3-26. (6)

Bergqvist, J., Gunnarsson, S. (2013). Finfish aquaculture: Animal welfare, the environment, and ethical implications. *Journal of Agricultural and Environmental Ethics*, 26 (1), 75-99.

Beveridge, M., Dieckmann, U., Fock, H. O., Froese, R., Keller, M., Löwenberg, U., Merino, G., Möllmann, C., Pauly, D., Prein, M. (2013). "World Ocean Review 2013: Mit den Meeren leben: 2. Die Zukunft der Fische – die Fischerei in der Zukunft". Hamburg: Mareverlag.

- Borell, E. v., Gauly, M., Herrmann, H. J., Hesse, D., Knierim, U., Müller, C., Pelzer, A., Schrader, L., Sürie, C. (2012).** "Tiergerechtheit auf dem Prüfstand. Anforderungen an freiwillige Prüfverfahren". Frankfurt am Main: Fachzentrum Land- und Ernährungswirtschaft. Fachausschuss für Tiergerechtheit. DLG Merkblatt 383, 2. Auflage, DLG e.V.
- Boulêtreau, S., Santoul, F. (2016).** The end of the mythical giant catfish. *Ecosphere*, 7 (11), 1-5.
- Brämick, U. (2018).** "Jahresbericht zur Deutschen Binnenfischerei und Binnenaquakultur 2017". Potsdam: Institut für Binnenfischerei e.V. Potsdam-Sacrow.
- Bretschneider, F. (1974).** Electoreceptive properties of *Silurus glanis* (L.). *Experientia*, 30 (9), 1035-1035.
- Broom, D. M. (1986).** Indicators of poor welfare. *British veterinary journal*, 142 (6), 524-526.
- Cannon, W. B. (1929).** Organization for physiological homeostasis. *Physiological reviews*, 9 (3), 399-431.
- Carol, J., Benejam, L., Benito, J., García-Berthou, E. (2009).** Growth and diet of European catfish (*Silurus glanis*) in early and late invasion stages. *Fundamental and Applied Limnology*, 174 (4), 317-328.
- Carol, J., Zamora, L., García-Berthou, E. (2007).** Preliminary telemetry data on the movement patterns and habitat use of European catfish (*Silurus glanis*) in a reservoir of the River Ebro, Spain. *Ecology of freshwater fish*, 16 (3), 450-456.
- Chrousos, G. P., Gold, P. W. (1992).** The concepts of stress and stress system disorders: overview of physical and behavioral homeostasis. *Jama*, 267 (9), 1244-1252.
- Clements, S. P., Hicks, B. J., Carragher, J. F., Dedual, M. (2002).** The effect of a trapping procedure on the stress response of wild rainbow trout. *North American Journal of Fisheries Management*, 22 (3), 907-916.
- Conte, F. S. (2004).** Stress and the welfare of cultured fish. *Applied Animal Behaviour Science*, 86 (3-4), 205-223.

- Copp**, G. H., Robert Britton, J., Cucherousset, J., García-Berthou, E., Kirk, R., Peeler, E., Stakénas, S. (2009). Voracious invader or benign feline? A review of the environmental biology of European catfish *Silurus glanis* in its native and introduced ranges. *Fish and fisheries*, 10 (3), 252-282.
- Costas**, B., Aragão, C., Mancera, J. M., Dinis, M. T., Conceição, L. E. (2008). High stocking density induces crowding stress and affects amino acid metabolism in Senegalese sole *Solea senegalensis* (Kaup 1858) juveniles. *Aquaculture Research*, 39 (1), 1-9.
- Cucherousset**, J., Horky, P., Slavík, O., Ovidio, M., Arlinghaus, R., Boulêtreau, S., Britton, R., García-Berthou, E., Santoul, F. (2018). Ecology, behaviour and management of the European catfish. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, 28 (1), 177-190.
- Daskalova**, A. (2019). Farmed fish welfare: stress, post-mortem muscle metabolism, and stress-related meat quality changes. *International Aquatic Research*, 11 (2), 113-124.
- Dawkins**, M. S. (2004). Using behaviour to assess animal welfare. *Animal welfare*, 13 (1), 3-7.
- Dingerkus**, G., Séret, B., Guilbert, E. (1991). The first albino wels, *Silurus glanis* Linnaeus, 1758, from France, with a review of albinism in catfishes (Teleostei: Siluriformes). *Cybum*, 15 (3), 185-188.
- Duncan**, I. J. H. (2004). Pain, fear and distress. In Proceedings of Global conference on Animal Welfare: an OIE initiative (Hg.), (S. 160-175). Paris, F: OIE.
- Ellis**, T., North, B., Scott, A. P., Bromage, N. R., Porter, M., Gadd, D. (2002). The relationships between stocking density and welfare in farmed rainbow trout. *Journal of fish biology*, 61 (3), 493-531. (7)
- Ellis**, T., Sanders, M. B., Scott, A. P. (2013). Non-invasive monitoring of steroids in fishes. *Veterinary Medicine Austria*, 100, 255-269.
- Ellis**, T., Yildiz, H. Y., López-Olmeda, J., Spedicato, M. T., Tort, L., Øverli, Ø., Martins, C. I. M. (2012). Cortisol and finfish welfare. *Fish physiology and biochemistry*, 38 (1), 163-188. (8)
- Erikson**, U., Misimi, E. (2008). Atlantic salmon skin and fillet color changes effected by perimortem handling stress, rigor mortis, and ice storage. *Journal of food science*, 73 (2), C50-C59.

FAO (2018). "The State of World Fisheries and Aquaculture 2018 - Meeting the sustainable development goals". Rome

Fauconneau, B., Laroche, M. (1996). Characteristics of the flesh and quality of products of catfishes. *Aquatic Living Resources*, 9 (S1), 165-179.

FAWC (1996). "Report on the welfare of farmed fish". Surbiton, Surrey, UK: Farm Animal Welfare Council.

Ferraris, C. J. (2007). "Checklist of catfishes, recent and fossil (Osteichthyes: Siluriformes), and catalogue of siluriform primary types". *Zootaxa* 1418. Auckland, NZ: Magnolia Press.

Finstad, B., Iversen, M., Sandodden, R. (2003). Stress-reducing methods for releases of Atlantic salmon (*Salmo salar*) smolts in Norway. *Aquaculture*, 222 (1-4), 203-214.

Fraser, D. (2004). Applying science to animal welfare standards. In Proceedings of Global conference on Animal Welfare: an OIE initiative (Hg.), (S. 122-133). Paris, F: OIE.

Fraser, D., Weary, D. M., Pajor, E. A., Milligan, B. N. (1997). A scientific conception of animal welfare that reflects ethical concerns. *Animal Welfare*, 6 (3), 187-205.

Frisch, K. v. (1936). Über den Gehörsinn der Fische. *Biological Reviews*, 11 (2), 210-246.

Gamperl, A. K., Vijayan, M. M., Boutilier, R. G. (1994). Experimental control of stress hormone levels in fishes: techniques and applications. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, 4 (2), 215-255.

Hallier, A., Chevallier, S., Serot, T., Prost, C. (2007). Influence of farming conditions on colour and texture of European catfish (*Silurus glanis*) flesh. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 87 (5), 814-823. (9)

Hamers, R., Schreckenbach, K. (2002). Stress bei Fischen. *Auf Auf*, 2, 5-9.

Hattingh, J. (1977). Blood sugar as an indicator of stress in the freshwater fish, *Labeo capensis* (Smith). *Journal of Fish Biology*, 10 (2), 191-195. (10)

Hochleitner, M. (2006). "Welse, Biologie und Aquakultur". Kitzbühel, AT: AquaTech Publications.

Hoffmann, R. W. (2005). "Fischkrankheiten". Stuttgart: Ulmer Verlag.

Huntingford, F. A., Adams, C., Braithwaite, V. A., Kadri, S., Pottinger, T. G., Sandøe, P., Turnbull, J. F. (2006). Current issues in fish welfare. *Journal of fish biology*, 68 (2), 332-372.

Huntingford, F. A., Kadri, S. (2008). Welfare and fish. In Branson, E. J. (Hg.), Fish Welfare (S. 19-32). Oxford, UK: Blackwell Publishing Ltd.

Huntingford, F., Kadri, S. (2014). Defining, assessing and promoting the welfare of farmed fish. *Revue scientifique et technique (Office international des Epizooties)*, 33 (1), 233-244. [\(11\)](#)

Ide, L. M., Urbinati, E. C., Hoffmann, A. (2003). The role of olfaction in the behavioural and physiological responses to conspecific skin extract in *Brycon cephalus*. *Journal of Fish Biology*, 63 (2), 332-343.

Iwama, G. K. (1998). Stress in fish. *Annals of the New York Academy of Sciences*, 851 (1), 304-310. [\(12\)](#)

Jirasek, J. (1998). Hematological and biochemical indices of blood in Wels (*Silurus glanis* L.) from intensive aquaculture. *Acta Veterinaria Brno*, 67 (4), 227-233.

King, G., Chapman, J., Cooke, S., Suski, C. (2016). Stress in the neighborhood: Tissue glucocorticoids relative to stream quality for five species of fish. *Science of The Total Environment*, 547, 87-94.

Lelek, A. (1987). "The freshwater fishes of Europe: threatened fishes of Europe". Wiesbaden: AULA-Verlag.

Linhart, O., Šětch, L., Švarc, J., Rodina, M., Audebert, J. P., Grecu, J., Billard, R. (2002). The culture of the European catfish, *Silurus glanis*, in the Czech Republic and in France. *Aquatic Living Resources*, 15 (2), 139-144.

Lorz, A. (1992). "Tierschutzgesetz Kommentar. 4. Auflage". München: C. H. Beck'sche Verlagsbuchhandlung.

Lorz, A., Metzger, E. (1999). "Tierschutzgesetz: Tierschutzgesetz mit allgemeiner Verwaltungsvorschrift, Rechtsverordnungen und europäischen Übereinkommen; Kommentar; Fünfte, neubearbeitete Auflage". München: C. H. Beck'sche Verlagsbuchhandlung.

Martínez-Porchas, M., Martínez-Córdova, L. R., Ramos-Enriquez, R. (2009). Cortisol and glucose: reliable indicators of fish stress?. *Pan-American Journal of Aquatic Sciences*, 4 (2), 158-178. [\(13\)](#)

Martins, C. I. M., Galhardo, L., Noble, C., Damsgård, B., Spedicato, M. T., Zupa, W., Beauchaud, M., Kulczykowska, E., Massabuau, J., Carter, T. (2012). Behavioural indicators of welfare in farmed fish. *Fish Physiology and Biochemistry*, 38 (1), 17-41. [\(14\)](#)

Mason, G. J., Mench, J. (1997). Using behaviour to assess animal welfare. In Appleby M. and Hughes B. O. (Hg.), *Animal Welfare* (S. 127-141). Wallingford, UK: CAB International.

Mason, J. W. (1971). A re-evaluation of the concept of 'non-specificity' in stress theory. *Journal of Psychiatric Research*, 8 (3), 323-333.

Mazeaud M. M., Mazeaud F. (1981). Adrenergic responses to stress in fish. In Pickering A. D. (Hg.), *Stress and fish* (S. 247-275). London, UK: Academic Press.

Mazeaud, M. M., Mazeaud, F., Donaldson, E. M. (1977). Primary and secondary effects of stress in fish: some new data with a general review. *Transactions of the American Fisheries Society*, 106 (3), 201-212.

Mellor, D. J., Stafford, K. J. (2001). Integrating practical, regulatory and ethical strategies for enhancing farm animal welfare. *Australian veterinary journal*, 79 (11), 762-768.

Mihálik, J. (1995). "Der Wels". Magdeburg: Westarp Wissenschaften.

Möck, A., Peters, G. (1990). Lysozyme activity in rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum), stressed by handling, transport and water pollution. *Journal of Fish Biology*, 37 (6), 873-885.

Mommsen, T. P., Vijayan, M. M., Moon, T. W. (1999). Cortisol in teleosts: dynamics, mechanisms of action, and metabolic regulation. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, 9 (3), 211-268.

Mustapha, M. K. (2014). Aquaculture and fish welfare: are the rights of fish compromised?. *Zoologica poloniae*, 59 (1-4), 49-68. [\(15\)](#)

North, B. P., Turnbull, J. F., Ellis, T., Porter, M. J., Migaud, H., Bron, J., Bromage, N. R. (2006). The impact of stocking density on the welfare of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture*, 255 (1-4), 466-479.

Olla, B. L., Davis, M. W. (1989). The role of learning and stress in predator avoidance of hatchery-reared coho salmon (*Oncorhynchus kisutch*) juveniles. *Aquaculture*, 76 (3-4), 209-214.

Pacák, K., Palkovits, M. (2001). Stressor specificity of central neuroendocrine responses: implications for stress-related disorders. *Endocrine reviews*, 22 (4), 502-548.

Pankhurst, N. (2011). The endocrinology of stress in fish: an environmental perspective. *General and comparative endocrinology*, 170 (2), 265-275. [\(16\)](#)

Peters, G. (1979). Zur Interpretation des Begriffs "Stress" beim Fisch. *Fisch und Umwelt*, 7, 25-32.

Peters, G., Faisal, M., Lang, T., Ahmed, I. (1988). Stress caused by social interaction and its effect on susceptibility to *Aeromonas hydrophila* infection in rainbow trout *Salmo gairdneri*. *Diseases of aquatic organisms*, 4 (2), 83-89.

Phillips, R., Rix, M. (1985). "A guide to the freshwater fish of Britain, Ireland and Europe". London, UK: Pan Books.

Pickering, A. D., Pottinger, T. G., Christie, P. (1982). Recovery of the brown trout, *Salmo trutta* L., from acute handling stress: a time-course study. *Journal of Fish Biology*, 20 (2), 229-244.

Pohlmann, K., Grasso, F. W., Breithaupt, T. (2001). Tracking wakes: the nocturnal predatory strategy of piscivorous catfish. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 98 (13), 7371-7374.

Poli, B. M. (2009). Farmed fish welfare-suffering assessment and impact on product quality. *Italian Journal of Animal Science*, 8 (sup1), 139-160. [\(17\)](#)

Poli, B. M., Parisi, G., Scappini, F., Zampacavallo, G. (2005). Fish welfare and quality as affected by pre-slaughter and slaughter management. *Aquaculture International*, 13 (1-2), 29-49. (18)

Pottinger, T. G. (2008). The stress response in fish - mechanisms, effects and measurement. In Branson, E. J. (Hg.), *Fish Welfare* (S. 32-48). Oxford, UK: Blackwell Publishing Ltd, UK. (19)

Pottinger, T. G., Balm, P. H. M., Pickering, A. D. (1995). Sexual maturity modifies the responsiveness of the pituitary-interrenal axis to stress in male rainbow trout. *General and comparative endocrinology*, 98 (3), 311-320.

Pottinger, T. G., Moran, T. A. (1993). Differences in plasma cortisol and cortisone dynamics during stress in two strains of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Journal of Fish Biology*, 43 (1), 121-130. (20)

Ray, S. N. C., Sinha, R. C. (2014). Serum cortisol and glucose: reliable bioindicators of stress in the fish *Labeo rohita*. *International Journal of Innovative Science, Engineering & Technology*, 1 (8), 6-17. (21)

Ross, L. G. (2000). Environmental physiology and energetics. In Beveridge, M. C. M., McAndrew, B. J. (Hg.), *Tilapias: biology and exploitation* (S. 89-128). Dordrecht, NL: Springer Verlag.

Roth, B., Slinde, E., Arildsen, J. (2006). Pre or post mortem muscle activity in Atlantic salmon (*Salmo salar*). The effect on rigor mortis and the physical properties of flesh. *Aquaculture*, 257 (1-4), 504-510.

Schreck, C. B., Contreras-Sanchez, W., Fitzpatrick, M. S. (2001). Effects of stress on fish reproduction, gamete quality, and progeny. *Aquaculture*, 197 (1), 3-24.

Selye, H. (1936). A Syndrome produced by diverse nocuous agents. *Nature*, 138 (3479), 32.

Selye, H. (1946). The general adaptation syndrome and the diseases of adaptation. *Journal of Allergy*, 17 (6), 358-398.

Sigholt, T., Erikson, U., Rustad, T., Johansen, S., Nordtvedt, T., Seland, A. (1997). Handling stress and storage temperature affect meat quality of farmed-raised Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Journal of Food Science*, 62 (4), 898-905. (22)

Sterba, G. (2002). "Süßwasserfische der Welt". Augsburg: Weltbild Verlag.

Stone, R. (2007). The last of the leviathans. *Science*, 316 (5832), 1684-1688.

Strange, R. J., Schreck, C. B., Golden, J. T. (1977). Corticoid stress responses to handling and temperature in salmonids. *Transactions of the American Fisheries Society*, 106 (3), 213-218.

Thorstad, E. B., Næsje, T. F., Fiske, P., Finstad, B. (2003). Effects of hook and release on Atlantic salmon in the River Alta, northern Norway. *Fisheries Research*, 60 (2), 293-307.

Tschudi, F., Stamer, A. (2012). "Der Kenntnisstand zu Tierschutz und Welfare in der Speisefischproduktion". Forschungsinstitut für biologischen Landbau (FiBL), CH Frick.

Van Enckevort, F. H. J., Pepels, P. P. L. M., Leunissen, J. A. M., Martens, G. J. M., Wendelaar Bonga, S. E., Balm, P. H. M. (2000). *Oreochromis mossambicus* (tilapia) corticotropin-releasing hormone: cDNA sequence and bioactivity. *Journal of neuroendocrinology*, 12 (2), 177-186.

Volpato, G. L. (2009). Challenges in assessing fish welfare. *ILAR Journal*, 50 (4), 329-337.

Wedekind, H. (2002). "Bestimmung der Produktqualität bei Fischen". Potsdam: Institut für Binnenfischerei e.V. Potsdam-Sacrow. [\(23\)](#)

Wedekind, H., Schreckenbach, K. (2003). Investigations on the effect of angling on stress response in rainbow trout. *Bulletin of the European Association of Fish Pathologists*, 23 (5), 235-240. [\(24\)](#)

Wedekind, H., Wirth, M., Rennert, B. (2002). Einfluß einer fettreichen Fütterung auf das Wachstum, Körperzusammensetzung und Fleischqualität bei Europäischen Welsen (*Silurus glanis*) unter Teichbedingungen. *Fischer und Teichwirt*, 53, 290-292.

Wedemeyer, G. A., McLeay, D. J. (1981). Methods for determining the tolerance of fishes to environmental stressors. In Pickering A. D. (Hg.), Stress and fish (S. 247-275). London, UK: Academic Press.

Wedemeyer, G. A., McLeay, D., Goodyear, C. P. (1984). Assessing the tolerance of fish and fish populations to environmental stress: the problems and methods of monitoring. In John Wiley and Sons (Hg.), Contaminant effects on fisheries (Carins VW., Hodson PV, Nriagu J, Ed.) (S. 164-195). Reston, US: USGS Publications Warehouse.

Wells, R. M. G., Pankhurst, N. W. (1999). Evaluation of simple instruments for the measurement of blood glucose and lactate, and plasma protein as stress indicators in fish. *Journal of the World Aquaculture Society*, 30 (2), 276-284. [\(25\)](#)

Wendelaar Bonga, S. E. (1997). The stress response in fish. *Physiological reviews*, 77 (3), 591-625. [\(26\)](#)

West, T. G., Arthur, P. G., Suarez, R. K., Doll, C. J., Hochachka, P. W. (1993). In vivo utilization of glucose by heart and locomotory muscles of exercising rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Journal of Experimental Biology*, 177 (1), 63-79.

Weyts, F. A. A., Cohen, N., Flik, G., Verburg-van Kemenade, B. M. L. (1999). Interactions between the immune system and the hypothalamo-pituitary-interrenal axis in fish. *Fish & Shellfish Immunology*, 9 (1), 1-20.

Wiesner, E., Ribbeck, R. (1991). "Wörterbuch der Veterinärmedizin". Jena-Stuttgart: Fischer Verlag.

Wolffrom, T., Lopes dos Santos, M. (2004). "Farmed fish and welfare". Brüssel, BE: Directorate-General for Fisheries, Research and Scientific Analysis Unit (A4), European Commission.

Wood, C. M., Walsh, P. J., Thomas, S., Perry, S. F. (1990). Control of red blood cell metabolism in rainbow trout after exhaustive exercise. *Journal of experimental biology*, 154 (1), 491-507.

IX. Anhang

1. Abkürzungsverzeichnis

AAS	Allgemeines Adaptationssyndrom
amK	ausgenommen mit Kopf
bzw.	beziehungsweise
cm	Zentimeter
cm ³	Kubikzentimeter
d. h.	das heißt
ELISA	Enzyme-linked Immunosorbent Assay
g	Gramm
kg	Kilogramm
l	Liter
m ³	Kubikmeter
mg	Milligramm
ml	Milliliter
mmol	Millimol
MW	Mittelwert
µg	Mikrogramm
ng	Nanogramm
RIA	Radioimmunassay
STABW	Standartabweichung
u. a.	unter anderem
z. B.	zum Beispiel

2. Tabellenverzeichnis

2.1. Tabellen aus Kapitel IV

Tabelle 1: Überschwimmverhalten von Europäischen Welsen bei verschiedenen Rohrkonfigurationen (die Konfigurationen [set-ups] sind Kapitel III zu entnehmen)	32
Tabelle 2: Ruhewerte an Cortisol und Hämatokrit bei Europäischen Mastwelsen	33
Tabelle 3: Schlachtkörperzusammensetzung von Europäischen Schlachtwelsen der Ahrenhorster Edelfisch GmbH & Co. KG	35

2.2. Tabellen aus Kapitel III (bereits publizierte Ergebnisse)

Table 1: Comparison between the conventional tank (CON) and the holding and stunning unit of the novel fish tank (NOV).	23
Table 2: Blood parameters of the sampled fish of the two tanks compared in the present study.	26
Table 3: Fillet quality parameters of the sampled fish of the two tanks compared in the present study (pH 24 h post mortem).	27

3. Abbildungsverzeichnis aus Kapitel III (bereits publizierte Ergebnisse)

Figure 1: Schematic sketch of the novel fish tank.	23
Figure 2: Rubber sleeve.	24
Figure 3: Slider.....	24
Figure 4: Pipe set-ups (schematic recreations).	24

X. Danksagung

Mein ganz besonderer Dank gilt meinem Mentor Dr. Helmut Wedekind, ohne den das dieser Dissertation zugrunde liegende Projekt nicht möglich gewesen wäre. Er gab mir die Gelegenheit, am Institut für Fischerei tätig zu werden, mit ihm zusammenzuarbeiten und von ihm lernen zu dürfen. Seine stete Unterstützung, sein fundiertes Wissen und reichhaltiges Schrifttum, welches er mir großzügig zur Verfügung gestellt hat, seine wertvollen Tipps sowie die ergiebigen Diskussionen mit ihm waren mir während meiner gesamten Zeit in Starnberg eine große Hilfe.

Herzlich bedanken möchte ich mich zudem bei Prof. Dr. Dr. Michael Erhard für die Übernahme dieser externen Arbeit an seinem Lehrstuhl, seine Geduld und seine kostbaren Ratschläge. Nicht vergessen möchte ich bei meiner Danksagung die übrigen Mitarbeiter des Lehrstuhls für Tierschutz, Verhaltenskunde, Tierhygiene und Tierhaltung der Tierärztlichen Fakultät der LMU München, die wesentlich zum Gelingen dieser Arbeit beitragen haben. Dies gilt insbesondere für Dr. Dorian Patzkéwitsch, der jederzeit mit Rat und Tat zur Verfügung stand, sowie Christina Hoeborn und Hermann Kuchler für die Durchführung und Auswertung der Cortisol-Bestimmungen und deren fachkundige Beratung.

Weiterhin möchte ich mich bei den Mitarbeitern der Ahrenhorster Edelfisch GmbH & Co. KG für die stets freundliche und konstruktive Zusammenarbeit bedanken, allen voran beim Inhaber, Hermann Otto-Lübcker, der die Grundkonzeption dieses Projekts entwickelt hat. Ebenso für die tatkräftige Unterstützung, wie das Konzipieren und Aufbauen der Versuchsanlage, das Ermöglichen der Probennahmen, das Bereitstellen der Fischzuchtanlage und der Fische sowie deren Betreuung. Ohne das Zutun dieses Betriebes wäre dieses Projekt nicht durchführbar gewesen.

Bei meinen Kollegen am Institut für Fischerei, die mir bei der Umsetzung meiner Vorhaben geholfen haben, bedanke ich mich herzlichst für ihre wertvollen Ideen, Ratschläge und Unterstützung. Ihre Hilfe erstreckte sich auf administrative Dinge, Versuchsaufbauten und deren Betreuung, statistische Auswertungen, Tipps für das Verfassen von Vorträgen und Veröffentlichungen und vieles mehr.

Dem *Bulletin of the European Association of Fish Pathologists* danke ich vielmals für die Annahme und Veröffentlichung meines Artikels "Field study on reducing stress of catfish in a recirculation aquaculture system: an innovative tank design for autonomous movement from holding unit to stunning unit" in der Ausgabe 39(1) 2019. Auch für die Genehmigung, diesen Artikel in meiner Promotionsarbeit verwenden zu dürfen, bedanke ich mich herzlich.

Zu guter Letzt möchte ich meiner Familie einen ganz speziellen Dank aussprechen. Dafür, dass ihr immer für mich da gewesen seid und mir den Rückhalt, die nötige Kraft sowie die Zeit gegeben habt, die ich brauchte, um meine Pläne zu verwirklichen. Ohne euch hätte ich es nicht geschafft!

Die Förderung des Vorhabens mit dem Förderkennzeichen: 2813MDT901 erfolgte aus Mitteln des Bundesministeriums für Ernährung und Landwirtschaft (BMEL) aufgrund eines Beschlusses des deutschen Bundestages. Die Projektträgerschaft erfolgt über die Bundesanstalt für Landwirtschaft und Ernährung (BLE) im Rahmen des Programms zur Innovationsförderung.